UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR

Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente

Carrera de Medicina Veterinaria

Proyecto de Investigación previo a la obtención del título de Médico Veterinario. Otorgado por la Universidad Estatal de Bolívar a través de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente, Carrera de Medicina Veterinaria

Tema:

VALORACIÓN DE LA MUCOSA INTESTINAL POST MORTEM EN AVES DE CAMPO POR LA PRESENCIA DE PARÁSITOS INTERNOS.

Autora:

EUGENIA MARIBEL CHANGOBALIN PUNGUIL

Tutor:

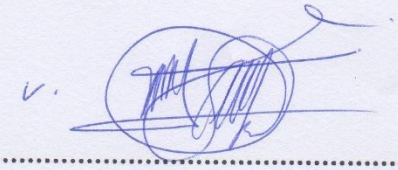
Dr. WASHINGTON ROLANDO CARRASCO MANCERO. MSc.

Guaranda – Ecuador

2026

VALORACIÓN DE LA MUCOSA INTESTINAL POST MORTEM EN AVES DE CAMPO POR LA PRESENCIA DE PARÁSITOS INTERNOS.

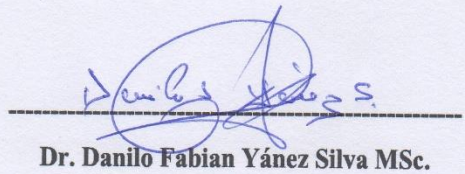
REVISADO Y APROBADO POR:



.....

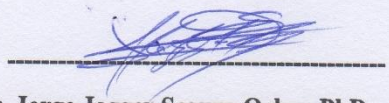
Dr. Washington Rolando Carrasco Mancero. MSc.

~~TUTOR~~



Dr. Danilo Fabian Yánez Silva MSc.

PAR LECTOR



Dr. Jorge Jagger Segura Ochoa PhD.

PAR LECTOR

CERTIFICACIÓN DE AUTORIA

Yo, Eugenia Maribel Changobalin Punguil, con C.I: 1803521804, declaro que el trabajo y los resultados presentados en este informe, no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que las referencias bibliográficas que se incluyen han sido consultadas y citadas con su respectivo autor.

La Universidad Estatal de Bolívar, puede hacer uso de los derechos de publicación correspondientes a este trabajo, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, su Reglamentación y la Normativa Institucional vigente.

Dr. Freddy Ramos. E Mgs.
NOTARIO SEGUNDO PELILEO

.....

Eugenia Maribel Changobalin Punguil

C.I: 1803521804

AUTORA

.....

Dr. Washington Rolando Carrasco Mancero MSc.

C.I: 0200893436

TUTOR

Factura: 001-003-000105114

20261807002D00360

DILIGENCIA DE RECONOCIMIENTO DE FIRMAS N° 20261807002D00360

Ante mí, NOTARIO(A) FREDDY PAUL RAMOS ESCOBAR de la NOTARÍA SEGUNDA , comparece(n) EUGENIA MARIBEL CHANGOBALIN PUNGUIL portador(a) de CÉDULA 1803521804 de nacionalidad ECUATORIANA, mayor(es) de edad, estado civil SOLTERO(A), domiciliado(a) en PELILEO, POR SUS PROPIOS DERECHOS en calidad de COMPARECIENTE; quien (es) declara(n) que la(s) firma(s) constante(s) en el documento que antecede CERTIFICACIÓN DE AUTORIA, es(son) suya(s), la(s) misma(s) que usa(n) en todos sus actos públicos y privados, siendo en consecuencia auténtica(s), A PETICIÓN, ANEXO CÉDULA Y PAPELETA DE VOTACIÓN CERTIFICADAS, CONFORME AL ART 75 DE LA LOGIDC.- EL/LOS COMPARECIENTE(S) AUTORIZA(N) LA OBTENCIÓN DEL/LOS CERTIFICADO(S) DIGITAL(ES) DEL REGISTRO CIVIL PARA AGREGARSE COMO HABILITANTE. CONFORME EL ART. 8 DE LA LOPDP, Y EL ART. 5 DEL REG. GRAL. DE LA LOPDP, EL COMPARECIENTE DECLARA SU CONSENTIMIENTO PARA LA COMUNICACIÓN DE SUS DATOS PERSONALES para constancia firma(n) conmigo en unidad de acto, de todo lo cual doy fe. La presente diligencia se realiza en ejercicio de la atribución que me confiere el numeral noveno del artículo dieciocho de la Ley Notarial -. El presente reconocimiento no se refiere al contenido del documento que antecede, sobre cuyo texto esta Notaria, no asume responsabilidad alguna. – Se archiva un original. PELILEO, a 2 DE MARZO DEL 2026, (15:54).

EUGENIA MARIBEL CHANGOBALIN PUNGUIL
CÉDULA: 1803521804

NOTARIO(A) FREDDY PAUL RAMOS ESCOBAR

NOTARÍA SEGUNDA DEL CANTÓN PELILEO

DR. FREDDY RAMOS ESCOBAR MGS.
NOTARIO SEGUNDO DEL CANTÓN PELILEO

CERTIFICADO DE ANÁLISIS
magister

VALORACIÓN DE LA MUCOSA INTESTINAL POST MORTEM EN AVES DE CAMPO POR LA PRESENCIA DE PARÁSITOS INTERNOS

9% Textos sospechosos

- 9% **Similitudes** < 1 % similitudes entre comillas < 1 % entre las fuentes mencionadas
- 7% **Idiomas no reconocidos (ignorado)**
- 13% **Textos potencialmente generados por la IA (ignorado)**

Nombre del documento: Mary Changobalín CORRECCIÓN Borrador.pdf
ID del documento: 4bf7397db44520c22a527f0a757180bbf9b4193d
Tamaño del documento original: 2,07 MB
Autor: EUGENIA MARIBEL CHANGOBALIN PUNGUIL

Depositante: WASHINGTON FERNANDO CARRASCO SANGACHE
Fecha de depósito: 25/2/2026
Tipo de carga: interface
fecha de fin de análisis: 25/2/2026

Número de palabras: 31.653
Número de caracteres: 211.891

Ubicación de las similitudes en el documento:



Fuentes principales detectadas

Nº	Descripciones	Similitudes	Ubicaciones	Datos adicionales
1	**www.produccion-animal.com.ar** https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_aves/enfermedades_aves/30-Necropsias... 4 fuentes similares	5%		Palabras idénticas: 5% (1763 palabras)
2	**cardentiblog.files.wordpress.com** https://cardentiblog.files.wordpress.com/2015/01/la-86-necropsias-en-avesvalladaraes.pdf 4 fuentes similares	5%		Palabras idénticas: 5% (1712 palabras)
3	**avinews.com** https://avinews.com/coccidia2020/pdf/coccidia-elanco.pdf	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (176 palabras)
4	**dspace.ups.edu.ec** | Prevalencia de parásitos intestinales en aves criollas (Gallus ... http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/28894 2 fuentes similares	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (157 palabras)
5	**cia.uagraria.edu.ec** https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/ALARCON FARIAS LUIS FERNANDO.pdf 3 fuentes similares	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (76 palabras)

Fuentes con similitudes fortuitas

Nº	Descripciones	Similitudes	Ubicaciones	Datos adicionales
1	**repositorio.uncp.edu.pe** http://repositorio.uncp.edu.pe/bitstream/20.500.12894/10301/1/T010_46871882_T .pdf	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (35 palabras)
2	**www2.ulpgc.es** https://www2.ulpgc.es/hege/almacen/download/48/48804/leccion_13_0607.pdf	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (38 palabras)
3	**Documento de otro usuario** #3c581b Viene de de otro grupo	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (31 palabras)
4	**dspace.espoch.edu.ec** http://dspace.espoch.edu.ec/bitstream/123456789/19591/1/17T01892.pdf	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (29 palabras)
5	**hdl.handle.net** | Helmintos de pollos criados en libertad en agrosistemas en con... http://hdl.handle.net/10396/26034	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (26 palabras)

Fuentes mencionadas (sin similitudes detectadas)

Estas fuentes han sido citadas en el documento sin encontrar similitudes.

1. https://www.researchgate.net/publication/261216509_Prevalence_of_infec
2. https://ridgewayresearch.co.uk/an-introduction-to-capillariosis-in
3. https://avinews.com/diagnostico-de-la
4. http://download.poultryandmeatprocessing.com/v01/CienciaProcesamient
5. https://www.institutohuevo.com/que-comen

Dr. WASHINGTON ROLANDO CARRASCO MANCERO. MSc.
TUTOR

DEDICATORIA

El presente trabajo de investigación está consagrado al ser supremo que es Dios quien me ha concedido la vida por una segunda oportunidad, quien ha sido mi amparo y protección en los momentos de incertidumbre, quien me ha bendecido con la salud, sabiduría y fortaleza para no menguar en el trayecto de este viaje épico, cuyo objetivo está elogiado en adquirir conocimiento y experiencia.

A mis apreciados progenitores, Jorge Changobalin y Flor Punguil quienes desde que emprendí en esta travesía de incursionar en el mundo de la veterinaria, han sido y son la piedra angular, quienes con esfuerzo y sacrificio no han cesado en ampararme moral y económicamente así sea en los momentos de mayor necesidad. Gracias por sembrar en mí, la constancia, la perseverancia y la humildad.

A toda mi familia, mis hermanas Sara, Silvia y especialmente a Diana, quien a pesar de atravesar un momento crucial en su vida ha aportado con su grano de arena en mis momentos de suma necesidad.

Esta obra representa el esfuerzo culminante de mi formación profesional en Medicina Veterinaria, consolidando conocimientos teóricos y habilidades prácticas adquiridas durante mi trayectoria académica en la Universidad Estatal de Bolívar.

Eugenia Maribel Changobalin Punguil

AGRADECIMIENTO

Muy agradecida como creyente con mi ser supremo que es Dios, quien me ha otorgado la vida, salud, fortaleza, sabiduría, oportunidades y hacer de mi un ser segura de mí misma hasta alcanzar mis objetivos. Infinitamente agradecida con el valioso aporte y confianza que mis progenitores fiaron en mí, que hoy se ve reflejado en mi vocación.

Valoro la oportunidad que me concedió la Universidad Estatal de Bolívar que me brindó los recursos necesarios y quienes lo conforman aportaron con su conocimiento para mi desarrollo profesional.

Aprecio los aportes de la ciencia porque gracias a ello he despejado mis dudas y enriquecido mi intelecto concerniente a mi carrera profesional.

Inmensamente agradecida con mi tutor del presente proyecto de investigación, Dr. Washington Carrasco, así como al Dr. Fernando Carrasco por ser mis mentores, quienes con entereza me encaminaron, asesoraron y despejaron mis dudas. Mi profundo agradecimiento al Dr. Danilo Yánez y al Ing. José Luis Altuna por concederme el tiempo necesario para culminar con éxito este laborioso trabajo, de igual manera correspondida con mis pares lectores, la Dra. Jenny Martínez y el Dr. Jagger Segura, cuya rigurosa revisión, valiosas observaciones y aportes críticos han potenciado significativamente la calidad científica de esta investigación.

Reconocida con quienes me supieron alentar moralmente con su motivación ya que este camino emprendido ha sido de alternancia.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

CONTENIDO	Pág.
CAPITULO I	1
1.1 INTRODUCCIÓN	1
1.2. PROBLEMA	2
1.3. OBJETIVOS	3
1.4. HIPÓTESIS	4
CAPITULO II	5
2. MARCO TEÓRICO	5
2.1.Parasitismo	5
2.1.1. Parásitos gastrointestinales	5
2.2.Clase nematodos	9
2.2.1. Características morfológicas	9
2.3.Clase céstodos	17
2.3.1. Características morfológicas	17
2.4.Clase protozoarios	21
2.4.1. Coccidiosis	21
2.4.2.Características morfológicas	21
2.5.Alteraciones del tracto gastrointestinal	27
2.5.1. Clase nematodos	27
2.5.2. Clase cestodos	28
2.5.3. Clase Protozoarios	28
2.6.Historia del origen de la especie *Gallus gallus domesticus*	29
2.7.Taxonomía de las gallinas	30
3.1.Descripción de la gallina criolla	31

2.9.Aves de traspatio en el Ecuador 32

2.10.Manejo general de las gallinas criollas 32

2.10.1. Sistema intensivo 32

2.10.2. Sistema semi-intensivo 33

2.10.3. Sistema extensivo 33

2.11.Nutrición y alimentación 34

2.12.Anatomía y fisiología del tracto digestivo de las aves 40

2.13.Niveles de ph en el tracto digestivo de las aves 46

2.14.Órganos digestivos suplementarios 46

2.15.Necropsia en aves 47

2.15.1.Equipo de protección 48

2.15.2.Materiales y equipos 48

2.15.3.Reactivos 49

2.16.Técnica de necropsia 50

2.16.1.Método del corte ventral del cuello 50

2.17. Procedimiento de la necropsia 50

2.17.1.Sitio 50

2.17.2.Asepsia 51

2.17.3.Examen físico post mortem 51

2.17.4.Corte 51

2.17.5.Recolección de muestras 52

2.17.6.Revisión por Aparatos y Sistemas 53

2.17.7.Eliminación de los desechos de la necropsia 55

2.17.8.Registro e interpretación de los hallazgos de necropsias 56

2.17.9.Finalización 56

CAPITULO III 57

3. MARCO METODOLÓGICO 57

3.1.Ubicación de la investigación 57

- Localización de la Investigación 57
- Situación geográfica y edafoclimática 57
- Zona de vida 57

3.2.Metodología 57

3.2.1. Material experimental 57

3.2.2. Factores en estudio 58

3.2.3. Tipo de diseño experimental o estadístico 58

3.2.4. Tipos de análisis 58

3.2.5. Manejo del experimento 59

CAPITULO IV 62

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 62

4.1. INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS 62

4.1.1. Examen coproparasitario ante mortem 62

4.1.3. Edad 64

4.2. COMPROBACIÓN DE LA HIPOTESIS 83

CAPITULO V 84

5.1. CONCLUSIONES 84

5.2. RECOMENDACIONES 85

BIBLIOGRAFIA 85

ANEXOS

ÍNDICE DE TABLA

N°	Detalle	Pág.
1.	Parásitos gastrointestinales más comunes en aves de corral	6
2.	Clasificación taxonómica de la gallina criolla	31
3.	Requerimientos Nutricionales Básicos de las Gallinas Criollas	36
4.	Niveles de ph	46
5.	Géneros parasitarios determinados en la investigación	62
6.	Sexo de las aves	63
7.	Edad de las aves	64
8.	Peso de las aves	65
9.	Localización del parásito	66
10.	Prevalencia macroscópica y microscópica según el tipo de parásito en el intestino delgado y ciegos	67
11.	Carga parasitaria macroscópica intestinal y cecal	70
12.	Carga parasitaria microscópica intestinal y cecal	73
13.	Prevalencia microscópica según la carga parasitaria del género Eimeria	74
14.	Prevalencia macroscópica según el tamaño parasitario en el intestino delgado y ciegos	76
15.	Lesiones de la mucosa ocasionada por géneros parasitarios macroscópicos presentes en el Intestino delgado y ciegos	78
16.	Lesiones de la mucosa ocasionada por géneros parasitarios microscópicos presentes en el Intestino delgado y ciegos	80

ÍNDICE DE FIGURAS

N°	Detalle	Pág.
1.	Parásitos gastrointestinales más comunes en aves de corral	6
2.	Clasificación taxonómica de la gallina criolla	31
3.	Requerimientos Nutricionales Básicos de las Gallinas Criollas	36
4.	Niveles de ph	46
5.	Géneros parasitarios determinados en la investigación	62
6.	Sexo de las aves	63
7.	Edad de las aves	64
8.	Peso de las aves	65
9.	Localización del parásito	66
10.	Prevalencia macroscópica y microscópica según el tipo de parásito en el intestino delgado y ciegos	67
11.	Carga parasitaria macroscópica intestinal y cecal	70
12.	Carga parasitaria microscópica intestinal y cecal	73
13.	Prevalencia microscópica según la carga parasitaria del género Eimeria	74
14.	Prevalencia macroscópica según el tamaño parasitario en el intestino delgado y ciegos	76
15.	Lesiones de la mucosa ocasionada por géneros parasitarios macroscópicos presentes en el Intestino delgado y ciegos	78
16.	Lesiones de la mucosa ocasionada por géneros parasitarios microscópicos presentes en el Intestino delgado y ciegos	80

ÍNDICE DE ANEXOS

N°	Detalle	
1.	Mapa de ubicación de la investigación	102
2.	Base de datos	103
3.	Fotografías	127
4.	Ficha de examen coproparasitario	131
5.	Ficha de necropsia aviar	132
6.	Técnica de evaluación de lesiones de coccidiosis de Johnson & Reid.	133
7.	Glosario	135

RESUMEN

La crianza de gallinas criollas en traspatio con manejo sanitario limitado aumenta la parasitosis gastrointestinal. Este estudio tuvo como finalidad valorar la mucosa del tracto gastrointestinal post mortem en aves de campo por la presencia de parásitos, con objetivos específicos: a) Determinar el tipo de parasito que se encuentra en el tracto gastrointestinal, b) Comprobar la carga parasitaria intestinal mediante examen macroscópico y microscópico de laboratorio, c) Reconocer los cambios que se presentan a nivel del tracto gastrointestinal provocada por la presencia de parásitos internos. Se analizaron 70 muestras digestivas de aves criollas del Cantón Pelileo-Tungurahua- Ecuador en un estudio descriptivo transversal, evaluando parásitos y mucosas, con datos procesados en Excel. Macroscópicamente. *Ascaridia galli* fue el parásito más común con una prevalencia del 19%, carga media de 33,7 parásitos (rango 1–64), tamaño promedio de 6,1 cm, ocasionando lesiones leves (30%) con petequias blanquecinas o rojizas. *Heterakis gallinarum* presentó una prevalencia del 21%, parásito con mayor intensidad, con una carga media de 46,7 parásitos (rango 5–146) y tamaño promedio de 8 mm, causando lesiones leves (53%) y moderadas (47%) con engrosamiento y enrojecimiento de la mucosa. Microscópicamente. *A. galli* mostró una prevalencia del 19%, con carga leve (1–3 h. x campo), 25% asociada a mucosa normal, 18% evidencia mucosa leve y lesiones moderadas en el 4%. *H. gallinarum* presentó una prevalencia del 13%, con carga leve en el 14%, y mucosa normal en el 64%. También se destacaron géneros de *E. tenella* (6%), *E. necatrix* (4%), *E. máxima y Eimeria sp.* (1% c/u), con cargas leves (1–10 ooquistes/ave). La lectura de Johnson & Reid evidenció lesiones coccidiales leves con presencia de pequeñas petequias y coloración amarillenta en la pared intestinal. Aunque la carga parasitaria fue baja, el ambiente y manejo afectan la presencia de parásitos.

Palabras clave: traspatio, *Ascaridia galli, Heterakis gallinarum, E. tenella, E. necatrix, E. máxima, Eimeria sp.*

SUMMARY

Backyard rearing of creole hens with limited sanitary management increases gastrointestinal parasitosis. This study aimed to assess the post mortem gastrointestinal mucosa of free-range birds for the presence of parasites, with specific objectives: a) to determine the type of parasites present in the gastrointestinal tract, b) to verify intestinal parasite load through macroscopic and microscopic laboratory examinations, and c) to recognize the changes ocurrían in the gastrointestinal tract caused by internal parasites. Seventy digestive samples from creole hens in Cantón Pelileo, Tungurahua, Ecuador, were analyzed in a descriptive cross-sectional study, evaluating parasites and mucosa, with data processed in Excel. Macroscopic examination showed *Ascaridia galli* as the most common parasite, with a prevalence of 19% (13/70), an average load of 33.7 parasites (range 1–64), and average length of 6.1 cm, causing mild lesions (30%) characterized by whitish or reddish petechiae. *Heterakis gallinarum* had a prevalence of 21% (15/70), was the parasite with the highest intensity, with an average load of 46.7 parasites (range 5–146) and average size of 8 mm, causing mild (53%) and moderate (47%) lesions with mucosal thickening and reddening. Microscopically, *A. galli* showed a 19% prevalence with light infection (1–3 eggs per field), 25% associated with normal mucosa, 18% with mild mucosal injury, and 4% with moderate lesions. *H. gallinarum* showed a 13% prevalence, light infection in 14%, and normal mucosa in 64%. Additionally, Eimeria species were notable: *E. tenella* (6%), *E. necatrix* (4%), *E. maxima* and *Eimeria sp.* (1% each), with low oocyst counts (1–10 oocysts per bird). Johnson & Reid scoring revealed mild coccidial lesions with small petechiae and yellowish discoloration of the intestinal wall. Although the parasite load was low, environment and management influenced parasite presence.

Keywords: backyard, *Ascaridia galli, Heterakis gallinarum, E. tenella, E. necatrix, E. maxima, Eimeria.*

CAPITULO I

1.1 INTRODUCCIÓN

La crianza de gallinas criollas (*Gallus gallus domesticus*) es una práctica tradicional en sistemas rurales de Ecuador, clave para la proteína animal y el ingreso familiar. Sin embargo, el manejo sanitario deficiente expone a las aves a parasitosis gastrointestinales, principal limitante de su salud y productividad.

Los parásitos más comunes incluyen nematodos (*Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum*), cestodos (*Raillietina spp*.) y protozoarios (*E. tenella*, *E. necatrix*, *E. máxima*). Estos generan lesiones como tiflitis, enteritis y petequias hemorrágicas en la serosa igualmente en la mucosa intestinal, reduciendo la absorción de nutrientes y el rendimiento productivo.

En Ecuador, hay escasa data sobre prevalencia y lesiones post mortem en aves de traspatio, pese a su relevancia económica y cultural. Mientras estudios internacionales detallan patogenicidad en géneros como *E. tenella* y *A. galli* en aves comerciales, la literatura nacional se centra principalmente en exámenes coproparasitarios ante mortem, ignorando evaluaciones histopatológicas post mortem de la mucosa intestinal en sistemas familiares ecuatorianos.

En el cantón Pelileo (Tungurahua), el pastoreo libre y escarbaje en suelos contaminados, sumado a humedad ambiental y vectores (lombrices, escarabajos), incrementan la exposición. Aunque las aves son rústicas, presentan cargas parasitarias con lesiones observables que afectan la producción.

El propósito de esta investigación fue evaluar la mucosa gastrointestinal post mortem para identificar parásitos macro y microscópicos, órganos afectados y lesiones asociadas, promoviendo control antiparasitario estricto.

Esto incentiva promover estrategias preventivas como rotación de pastos y desparasitación programada, mitigando pérdidas en avicultura familiar y mejorando la salud animal.

1.2. PROBLEMA

La crianza de aves criollas se lleva a cabo de manera convencional, empleando métodos de manejo simples y careciendo de planes efectivos para controlar las enfermedades parasitarias. Esta situación reduce significativamente la capacidad de producción, e incluso puede resultar en la pérdida de aves y, como resultado, ingresos insatisfactorios para los criadores.

Uno de los problemas de mayor impacto en las aves criollas es el pastoreo libre que por su rusticidad recorren grandes extensiones de tierra escarbando para encontrar cualquier tipo de insectos como gusanos, lombrices y escarabajos para saciar su hambre, esto ha permitido que las aves sin un control estricto se encuentren parasitadas afectando así el sistema digestivo, esto impide adquirir un peso ideal y un desarrollo tardío en su crecimiento afectando también al sistema reproductivo en el caso de las gallinas.

Como resultado de esta situación, se ha identificado la necesidad de llevar a cabo un estudio que evalúe la mucosa del tracto gastrointestinal en aves de campo en la Provincia de Tungurahua, en el Cantón Pelileo específicamente en las parroquias rurales. El propósito de este estudio es identificar los tipos de parásitos y conocer el impacto que tienen estos en producir severas inflamaciones y hasta hemorragias en la mucosa del tracto gastrointestinal como lo menciona la literatura.

"Por pequeña que sea la infección con Eimerias, éstas producen destrucción de células epiteliales y esto va a influir en la pérdida de rendimientos de las aves" (Valls, 2020).

1.3. OBJETIVOS

Objetivo General

Valorar la mucosa del tracto gastrointestinal post mortem en aves de campo por la presencia de parásitos internos.

Objetivos Específicos

- Determinar el tipo de parásito que se encuentran en el tracto gastrointestinal.
- Comprobar la carga parasitaria intestinal mediante examen macroscópico y microscópico de laboratorio.
- Reconocer los cambios que se presentan a nivel del tracto gastrointestinal provocada por la presencia de parásitos internos.

1.4. HIPÓTESIS

H_0: La mucosa del tracto gastrointestinal en aves de campo no se encuentra afectada por la presencia de parásitos.

H_1: La mucosa del tracto gastrointestinal en aves de campo si se encuentra afectada por la presencia de parásitos.

CAPITULO II

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Parasitismo

El parasitismo se define como una forma de interacción entre dos especies, en la cual una de ellas, conocida como el parásito, obtiene beneficios a costa de la otra, que actúa como el huésped (Nature Portfolio, 2023).

El parasitismo representa una modalidad de simbiosis, que es una conexión íntima entre dos organismos. Aunque ciertos parásitos, denominados parasitoides, pueden resultar letales para sus hospedadores, muchos no generan problemas significativos. Algunos parásitos incluso desempeñan un papel protector al resguardar a sus hospedadores de otros parásitos, como ocurre con los virus que defienden a las bacterias contra los antibióticos (Troya, 2021).

2.1.1. Parásitos gastrointestinales

Los parásitos internos, también llamados endoparásitos, son aquellos que viven o se hospedan dentro del organismo afectado, generalmente en su sistema digestivo, aunque en ocasiones pueden manifestarse en las vías respiratorias, afectando a aves de cualquier tamaño. Las coccidias y lombrices como nematodos o tenias se encuentran entre los parásitos intestinales que vemos con más frecuencia en los criaderos (Sanchez, 2022).

Las enfermedades gastrointestinales son uno de los trascendentales problemas que afectan el rendimiento de las aves Gallus gallus ya que las mismas inducen a la pérdida de condición física debido a la anorexia, pérdida de sangre y proteínas plasmáticas del tracto gastrointestinal, cambios en el metabolismo de las proteínas, inhibición de la actividad de las enzimas intestinales y diarrea (León & Vargas, 2022).

Los parásitos más significativos para las aves de corral se clasifican en tres grupos, cada uno de los cuales da origen a diversas categorías.

a) Gusanos redondos o filiformes-nematodos
b) Gusanos planos o acintados-cestodos
c) Protozoarios (Choloquinga, 2019).

Tabla 1.

Parásitos gastrointestinales más comunes en aves de corral

NEMATODOS				
Parásito	**Huésped**	**Huésped intermediario o ciclo de vida**	**Órgano infectado**	**Patogenicidad**
Ascaridia galli	Pollo, pavo, pato, codorniz	Directo	Intestino delgado	Moderado
Capillaria caudinflata	Pollo, pavo, pato, aves de caza, paloma	Lombrices de tierra	Intestino delgado	Moderado a severo
Capillaria contorta	Pollo, pavo, pato, aves de caza	Ninguna o lombrices de tierra	Boca, esófago, buche	Severo
Capillaria obsignata	Pollo, pavo, ganso, paloma, codorniz	Directo	Intestino delgado, ciego	Severo

Heterakis gallinarum	Pollo, pavo, pato, aves de caza	Directo	Ciego	Leve, pero transmite agente de histomoniasis
Strongyloides avium	Pollo, pavo, codorniz, ganso	Directo	Ciego	Moderado
Tetrameres americana	Pollo, pavo, pato, aves de caza, paloma	Saltamontes, cucaracha	Proventrículos	Moderado a severo
Trichostrongylus tenuis	Pollo, pavo, pato, paloma	Directo	Ciego	Severo
CESTODOS				
Choanotaenia infundibulum	Pollo	Moscas domésticas	Intestino superior	Moderado
Davainea proglottina	Pollo	Babosas, caracoles	Duodeno	Severo
Raillietina cesticillus	Pollo	Escarabajos	Duodeno, yeyuno	Leve

Raillietina echinobothrida	Pollo	Hormigas	Intestino inferior	Severo, Nódulos
Raillietina tetragona	Pollo	Hormigas	Intestino inferior	Severo
COCCIDIOS				
Eimeria tenella	Pollo	Directa	Ciego	Alto
Eimeria necatrix	Pollo	Directa	Yeyuno, ciego	Alto
Eimeria brunetti	Pollo	Directa	Íleon, recto	Alto
Eimeria máxima	Pollo	Directa	Duodeno, yeyuno, íleon.	Medio
Eimeria mitis	Pollo	Directa	Duodeno, yeyuno	Bajo
Eimeria acervulina	Pollo	Directa	Duodeno, yeyuno	Medio
Eimeria praecox		Directa	Duodeno, yeyuno	Bajo

Fuente: (López, 2020)& (Jilo S. , y otros, 2022)**.**

2.2. Clase nematodos

2.2.1. Características morfológicas

Los nematodos son un grupo de gusanos pseudocelomados o blastocelomados (su cavidad interna no se origina en el mesodermo). Este filo, conocido como Nematoda, comprende la categoría más amplia de parásitos que afectan tanto a animales domésticos como a seres humanos. Tienen una forma cilíndrica y no segmentada, con un tracto intestinal y una cavidad interna; en corte transversal, presentan una sección circular y están recubiertos por una cutícula que varía en su resistencia a la digestión intestinal. Los nematodos son vermes que se encuentran en numerosas especies y que habitan una diversidad de entornos, como plantas, vertebrados e invertebrados. Su ciclo de vida puede ser directo o indirecto, y algunos de estos gusanos desempeñan un papel significativo como agentes causantes de enfermedades zoonóticas (León & Vargas, 2022).

Los nematodos tienen una boca y un conducto excretor conectados por un aparato digestivo, una particularidad de los gusanos que alcanzan a adultos tras la cuarta fase larvaria, que es la última de su desarrollo, es que la vulva de la hembra se abre a través de la cutícula (se hace permeable) (Bowman, 2022).

En los nematodos y protozoos las estaciones caracterizadas por niveles elevados de humedad relativa y temperaturas cálidas propician la esporulación de los ooquistes y la eclosión de los huevos, lo que se relaciona con una mayor frecuencia de parásitos (Makalo, y otros, 2022).

- ***Ascaridia galli***

Nematodo parásito de los pollos de importancia económica, tiene una distribución mundial.

Ciclo evolutivo

Los huevos de este parásito se encuentran en las heces y en el suelo húmedo, donde las larvas, en su primera etapa, se transforman en larvas infecciosas en la etapa 2 (L2) en aproximadamente 2-3 semanas, dependiendo de las condiciones ambientales, como la temperatura (entre 22ºC y 25ºC) y la humedad (entre 80% y 85%). Los pollos adquieren la infección al consumir alimentos o agua

contaminados con huevos embrionados que contienen L2, los cuales eclosionan en el proventrículo o el intestino delgado. En ese lugar, las larvas avanzan a la etapa 3 y permanecen en la luz intestinal durante un período de 8 a 10 días. Después, atraviesan la mucosa intestinal y residen allí durante 2 semanas antes de regresar a la luz intestinal, donde se desarrollan completamente hasta alcanzar la madurez como adultos, aproximadamente 6 semanas después de la infección inicial (Vanegas, Mendoza, & Delgado, 2023).

El período de prepatencia (PPP) de *A. galli* es de alrededor de 45 días (Figura 1). Estos parásitos raramente se encuentran en el esófago, buche, molleja o intestino grueso. La migración errática al oviducto es poco común, donde están presentes durante la formación del material nutritivo (clara de huevo) y permanecen dentro del huevo. La fase adulta de *A. galli* no puede reproducirse en seres humanos, por lo tanto, no causa parasitismo. El riesgo para la salud radica en la transmisión mecánica de otros patógenos a través de este parásito (Vanegas, et al., 2023).

Signos clínicos

La presencia de *A. galli* puede ocasionar una enfermedad severa e incluso la muerte en aves. La enfermedad derivada de la ascariasis generalmente se manifiesta con síntomas que incluyen anemia, hipoglucemia, debilidad, anorexia, caída de alas, plumaje erizado, reducción en la producción de huevos, diarrea, cloaca sucia y pérdida de peso (Singh, Gupta, & Damu, 2023).

Lesiones patológicas

La infección por *A. galli* macroscópicamente la infección es caracterizada por una pared intestinal más gruesa junto con severas placas hemorrágicas y edema. Microscópicamente, la infección muestra una acumulación de poblaciones de células linfoides mezclado con eosinófilos. La enteritis hemorrágica ocurre cuando un gran número de los parásitos juveniles invaden y penetran la mucosa del duodeno o yeyuno. Las larvas incrustadas en el epitelio provocan hemorragias graves y daños extensos al epitelio glandular y también conducen a la proliferación de células caliciformes secretoras de moco, que provocan la fusión de las vellosidades de la mucosa. Además, los gusanos maduros pueden dañar el revestimiento del epitelio, ejerciendo presión sobre las vellosidades, lo que

finalmente conduce a una necrosis de la mucosa. Las larvas que miden hasta 7 mm de longitud pueden también encontrarse dentro de la mucosa (Singh, et al., 2023).

En algunos casos, la ascariasis puede provocar proventriculitis ulcerosa. Se observa descamación epitelial frecuentemente en las vellosidades duodenales que actúan como barrera evitando la penetración de larvas L3 en la mucosa duodenal. Además, hay hiperplasia en las vellosidades intestinales para compensar la pérdida de varias células. También se ha informado de la fusión de la mayoría (90%) de las vellosidades duodenales, yeyunales completas y también se han descrito vellosidades ileales. Un número elevado de *A. galli* puede provocar la degeneración y necrosis de las células epiteliales en el intestino delgado, lo que resulta en una reducción de la superficie de las vellosidades. En áreas donde se produce hiperplasia de las vellosidades, el número de células caliciformes, células inflamatorias y los mastocitos aumentan significativamente, lo que impide una mayor penetración de las larvas de *A. galli* en la mucosa (Singh, et al., 2023).

A veces, también se pueden encontrar parásitos vivos o calcificados encontrado en la albúmina de los huevos.

- ***Capillaria***

Capillaria también es conocido como gusanos de hilo, infección por gusanos del pelo, Capillara o pequeños gusanos redondos. La capilariasis es el término que describe la enfermedad causada por la infección con la especie C*apillaria*, un parásito interno que da lugar a la capilariasis (Bird Vet Melbourne, 2023).

La capilariasis es una enfermedad parasitaria de curso crónico ocasionada por la *Capillaria spp*. Se caracteriza por afectar a aves de un mes en adelante, y las especies involucradas incluyen *Capillaria caundinflata, Capillaria obsignata, Capillaria anatis y Capillaria bursata*, las cuales se localizan en el intestino. Además, se encuentran especies como *Capillaria annulata y Capillaria contorta* en el buche y esófago (Espinoza, 2019).

El género Capillaria ha sido objeto de investigación durante varios años y ha sido subdividido en diversos géneros; muchas de sus especies tienen varios sinónimos, lo que puede generar confusiones. Además, están estrechamente vinculados con *Trichuris*, aunque son más cortos y delgados (Cáceres, 2022).

Ciclo Evolutivo

Los gusanos residen en el interior de las aves infectadas, donde se alimentan de diversas partes del cuerpo y depositan sus huevos. Estos diminutos huevos son liberados en las heces de las gallinas, contaminando su entorno. Dada su naturaleza microscópica, no son visibles a simple vista y su detección requiere el uso de un microscopio, por lo que las pruebas fecales se emplean como una valiosa herramienta preventiva. Otras aves del grupo pueden ingerir los huevos al alimentarse, beber o picotear. Una vez dentro, los huevos eclosionan en el ave, desarrollándose y alimentándose en su buche, esófago, intestino delgado o ciego. Al alcanzar la madurez, los gusanos depositan huevos que son expulsados a través de las heces del ave (Poultry DVM, 2023).

Signos clínicos

Los individuos adultos se instalan entre las vellosidades intestinales y los pliegues de la mucosa esofágica, dando lugar a síntomas como pérdida de apetito, regurgitación, pérdida de peso y diarrea. En casos de infestaciones muy graves, pueden ocasionar ulceraciones en la mucosa intestinal, anemia e incluso conducir a la muerte (Cáceres, 2022).

Lesiones patológicas

La anorexia, la pérdida de peso, el erizamiento de las plumas, la diarrea, la palidez de la cresta y las barbillas, junto con una postura encorvada, son síntomas observados. Las lesiones incluyen inflamación y la presencia de fibrina en la mucosa gastrointestinal afectada (Espinoza, 2019).

La capilariosis se manifiesta con diarrea que presenta heces pastosas, viscosas y malolientes. Las aves afectadas muestran un mal estado general, anorexia, decaimiento, con los ojos cerrados, el cuello doblado y la cabeza apoyada. En todos los casos, se observa un deterioro en la condición general de las aves, pérdida de peso y, en casos extremos, pueden llegar a fallecer. En infecciones causadas por *C. conforta* y *C. annulata*, se produce un engrosamiento de las paredes del esófago y buche, con la mucosa recubierta por un exudado granuloso o coposo. Específicamente en pavos, el buche puede contener un líquido con un olor fétido,

retenido en el órgano debido a la obstrucción causada por el engrosamiento de las paredes. Las aves intentan eliminar la obstrucción en el esófago (Espinoza, 2019).

- ***Heterakis gallinarum***

Gusano redondo no migratorio que se halla en el ciego de aves tanto domésticas como silvestres en todo el mundo. Aunque se considera el nematodo parásito más frecuente en aves de corral y no causa enfermedad por sí mismo, actúa como vector del protozoo *Histomonas meleagridis*, el agente causal de la histomoniasis (conocida como punto negro) en pavos. El protozoo puede ser transmitido a través de los huevos de *H. gallinarum* o mediante lombrices que contienen la proteína L2 (Marchiondo, 2019).

Los nematodos adultos de *H. gallinarum* son de color blanco y presentan colas alargadas. Los gusanos machos tienen dimensiones que oscilan entre 4 y 13 mm de longitud y un ancho de 120 a 470 µm, con espículas subiguales (la derecha mide de 0,8 a 2,8 mm de largo; la izquierda mide de 0,37 a 1,1 mm de largo con una curva característica hacia arriba). Estos machos poseen una ventosa precloacal grande (con un diámetro de 38–114 µm) con un borde esclerotinizado. Por otro lado, las hembras tienen una longitud de 8 a 15 mm, con una cola estrecha y puntiaguda de alrededor de 1 mm de largo. Los huevos tienen forma elipsoidal, con una capa exterior bastante gruesa y lisa, midiendo 66–79 × 41–48 µm y no presentan embrionamiento cuando se colocan (Marchiondo, 2019).

Ciclo evolutivo

En aves de corral, los gusanos cecales residen en el ciego. Los huevos son eliminados en las heces y se desarrollan fuera del hospedador. Las aves de corral pueden ingerir directamente los nuevos embrionados presentes en las heces. Otra posibilidad es que los huevos sean transportados por hospedadores paraténicos (lombrices de tierra) o vectores mecánicos, como los escarabajos oscuros adultos, que son consumidos por las gallinas. Cuando las larvas de los gusanos cecales eclosionan, se libera en la luz intestinal. Si las heces llevan el patógeno de *H. gallinarum*, puede transmitirse directamente a otras gallinas mediante la ingestión cloacal (Beckmann, y otros, 2021).

Signos clínicos

Se caracteriza por producir pérdida de peso, diarrea, emaciación, tiflitis lo que provoca inflamación, hemorragia, y ulceración. En casos severos, las aves pueden desarrollar anemia, deshidratación y presentar un curso crónico (Viscarra, 2021).

Lesiones patológicas

Al cruzar la barrera del tejido del ciego, se podrán apreciar diversas estructuras pseudoverrugosas de color blanco o blanco amarillento (Viscarra, 2021).

- ***Strongyloides avium***

Es la sola especie dentro de su género que afecta a las aves y, siendo la más diminuta de los nematodos, reside en el ciego e intestino delgado de pollos y otras aves de corral (Choloquinga, 2019).

Ciclo evolutivo

Las hembras depositan sus huevos en la mucosa del intestino delgado y se reproducen mediante partenogénesis. Los huevos son expulsados con las heces, y la primera larva eclosiona aproximadamente 6 horas después de salir del recto, a una temperatura de 27ºC. Estas larvas pueden desarrollarse en larvas infectantes o de vida libre a lo largo de una o varias generaciones. La infestación en las aves ocurre a través de la ingestión de estas larvas (Choloquinga, 2019).

Signos clínicos

Incluyen evacuaciones líquidas, falta de apetito, pérdida de peso, apariencia poco saludable o disminución en la velocidad de crecimiento (Espinoza, 2019).

Lesiones patológicas

Enteritis catarral (Inflamación del revestimiento intestinal) y edema (acumulación de líquido) (Espinoza, 2019).

- ***Tetrameres americana***

La hembra mide entre 3,5 y 4,5 mm y posee una sección globular de 3 mm, mientras que el macho mide entre 5 y 5,5 mm. El adulto emerge en un plazo de ocho a diez días (Medrano, 2022).

Se insertan en las glándulas o en el revestimiento del proventrículo, generando nódulos que pueden llegar a aumentar de tamaño, comprimiendo las glándulas y causando su posible atrofia (Jilo S. , y otros, 2022).

La mucosa del proventrículo sufre irritación e inflamación debido a la alimentación constante de sangre por parte de *Tetrameres spp*. Esto puede resultar en la acumulación de alimentos no digeridos en el proventrículo, que pueden retroceder hacia el esófago y el buche, causando su deterioro (Poultry DVM, 2023).

Ciclo evolutivo

Tetrameres spp presenta un ciclo de vida indirecto, El ciclo de vida de *Tetrameres americana* (a) y *Subulura brumpti* (b) en las aves adquieren la infección al ingerir un huésped intermediario, que puede ser saltamontes, cucarachas, lombrices de tierra o pulgas de agua (fig.7). Las hembras adultas de los gusanos *Tetrameres* depositan huevos embrionados en el intestino del huésped, los cuales son expulsados junto con sus heces. Los huéspedes intermediarios consumen los huevos presentes en el entorno, liberando las larvas unas horas más tarde. Estas larvas completan su desarrollo hasta alcanzar el estadío de larvas L3 infecciosas en aproximadamente 7 semanas y se encapsulan en el cuerpo del huésped intermediario. El período de prepatencia, que es el tiempo entre la infección y la primera liberación de huevos, oscila entre 7 y 8 semanas, dependiendo de la especie de gusano y del huésped (Poultry DVM, 2023).

Signos clínicos

Debido a que este parásito es relativamente raro en las aves de caza, los signos clínicos están mal descritos; sin embargo, según la experiencia de los autores, estos parásitos nematodos suelen ser un hallazgo subclínico secundario. La flotación fecal generalmente no es útil para el diagnóstico y se sugiere la necropsia/histopatología (Morishita & Porter, 2023).

Lesiones patológicas

El desplazamiento del parásito hacia la pared del órgano afectado está asociado con una acción dolorosa e irritante (inflamación, hinchazón y sangrado del proventrículo) (Medrano, 2022).

- ***Trichostrongylus tenuis***

Nematodos extremadamente patógenos, especialmente la especie parvum, que habitan principalmente en las aves, mide 5.5-11 mm de longitud. Los huevos miden de 66-75 por 35-42 micras (Jaén, 2024).

La mayoría de los estándares empleados para clasificar Trichostrongyloidea, especialmente en la identificación de *T. tenuis*, se basan en características morfológicas. El diagnóstico principal de tipo morfológico se realiza en los nematodos machos, ya que presentan un mayor número de estructuras en el aparato reproductivo. Se consideran aspectos como la estructura de la bolsa caudal, la conformación del cono genital, así como la forma y tamaño de las espículas, y se toma en cuenta la presencia o ausencia de un gubernáculo (Yevstafieva V. , Starodub, Melnychuk, & Bakhur, 2020).

Además, se observa detenidamente la estructura general del cuerpo del nematodo, incluyendo aspectos como la existencia o ausencia de una cápsula bucal y la naturaleza de su decoración, la presencia de una vesícula y papilas en el extremo de la cabeza, así como la ornamentación quitinosa de la cutícula (Yevstafieva V. , Starodub, Pisarenko, V, & Nikiforova, 2020).

Ciclo evolutivo

El desarrollo del parásito es directo que involucra a un huésped definitivo. Las aves silvestres y aves de corral son susceptibles al agente causante de tricostrongiloidosis. Además, una distribución tan amplia de este patógeno en aves se explica por la peculiaridad de su desarrollo, donde la preservación exógena del parásito en las etapas de huevo y larva permite que los parásitos sobrevivan como especie (Yevstafieva, et al., 2020).

Signos clínicos

Pueden causar anemia, disminución del apetito y pérdida de peso cuando la infestación parasitaria es alta. Las heces se vuelven líquidas y con sangre, y las lesiones incluyen apendicitis, colitis y pequeñas petequias en el ciego (Jaén, 2024).

Lesiones patológicas

En los casos más severos, puede ocurrir una inflamación hemorrágica intensa del ciego, conocida como tiflitis hemorrágica (Ferreira, 2024).

2.3. Clase céstodos

2.3.1. Características morfológicas

- ***Choanotaenia infundibulum***

Parásito del intestino delgado de pollos, pavos, faisanes y pintadas; utiliza escarabajos tenebriónidos y domésticos como huéspedes intermediarios. mide de 20 cm. de largo y 1,5-3 mm de anchura. El rostelo tiene 16-20 ganchos y útero persistente (Espinoza, 2019).

Esta variedad de gusanos planos, específicamente cestodos o tenias, se encuentra en el intestino y es menos común en comparación con otras especies de cestodos que parasitan con regularidad a las aves, y su prevalencia varía según las regiones. Las infecciones masivas, aunque poco frecuentes, pueden impactar principalmente a aves jóvenes, resultando en un deterioro en su crecimiento y desarrollo (Varela, 2021).

Signos clínicos

Choanotaenia infundibulum es poco patógena, y apenas se observan síntomas clínicos, pueden afectar sobre todo a aves jóvenes que muestran pérdida de crecimiento y desarrollo (Varela, 2021).

Algunas especies de escarabajos tenebriónidos y derméstidos, como el escarabajo gusano de la harina menor, actúan como huéspedes intermediarios de *C. infundibulum*. Los huevos de las proglótides o tenias, que son ingeridos por las larvas o los adultos de estos escarabajos, se transforman en cistercercos (larvas enquistadas). Estas larvas enquistadas pueden luego infectar a las aves que consumen los escarabajos. Los polluelos son particularmente vulnerables a infestaciones severas y, con frecuencia, fallecen debido a la carga de gusanos (Krinsky, 2019).

Lesiones patológicas

Enteritis y hemorragias debido a la acción traumática en pollos, pavos, faisanes y pintadas (Espinoza, 2019).

- ***Davainea proglottina***

Davainea proglottina es una especie de tenia, específicamente un gusano cinta (cestodo o tenia), que actúa como parásito gastrointestinal en diversas especies de aves domésticas, como pollos, gallináceas, pavos y pintadas, tanto en entornos domésticos como silvestres en todo el mundo. Estos gusanos intestinales son comunes en aves, especialmente cuando estas tienen acceso al exterior. Aunque comparte la misma familia de tenias que *Raillietina spp*, es considerada más perjudicial. La enfermedad derivada de las infecciones con estos nematodos se denomina davaineosis, una forma específica de teniasis (infección por tenias) que es sinónimo de cestodosis (infección por cestodos) (Espinoza, 2019).

Alcanza una longitud de 0,5 -4 mm y 0,6 mm, con un ancho máximo de 0,6 mm, por lo general, los especímenes presentan nueve proglótidos y tienen una medida que oscila entre 0,5 y 3 mm de largo. El rostelo está equipado con 80 a 94 ganchos, cada uno con una longitud de 7 a 8 micras, y las ventosas están provistas de pequeños ganchos dispuestos en varias coronas. El poro genital sigue un patrón regular de alternancia. Los huevos se encuentran encapsulados y tienen un diámetro que varía entre 28 y 40 micras (Varela, 2021).

Ciclo evolutivo

"Las tenias tienen un ciclo de vida indirecto. Utilizan artrópodos y otros invertebrados como huéspedes intermediarios (caracoles, babosas, escarabajos, saltamontes, hormigas, lombrices, termitas y moscas domésticas)" (Poultry DVM, 2023).

Los pollos adquieren la infección al ingerir el huésped intermediario. Después de que el pollo consume este huésped, las larvas de la tenia, que inicialmente estaban dentro de él, se liberan en el sistema gastrointestinal del pollo. A partir de este punto, las larvas de la tenia se sujetan a la pared intestinal, absorbiendo constantemente los nutrientes de los alimentos ingeridos por el pollo, en lugar de

que el pollo los absorba. Una vez que la tenia alcanza la madurez y se convierte en adulto, se desprende de segmentos que contienen huevos. Estos segmentos pasan de los intestinos a las heces del pollo, contaminando el entorno circundante. Los huéspedes intermedios consumirán tanto la tenia liberada como sus huevos, dando lugar a la transformación de los huevos en larvas y reiniciando el ciclo (Poultry DVM, 2023).

Signos clínicos

La reducción de peso y el adelgazamiento en las aves infectadas se atribuyen a la acción depredadora del parásito. Además, se suma la acción traumática, provocada por la penetración de los escólex del parásito en la mucosa intestinal, generando una enteritis que resulta en un aumento en la velocidad de tránsito de los alimentos a lo largo del tracto intestinal y una menor absorción de nutrientes (Espinoza, 2019).

Lesiones patológicas

Se identifica que la mucosa intestinal presenta un aumento en su espesor y en ocasiones muestra signos de congestión, hemorragia y está constantemente cubierta por una cantidad considerable de mucosidad (Espinoza, 2019).

Davainea proglottina es una variedad de tenia que ocasionalmente ocasiona daño al intestino. Cuando la infección se extiende para afectar la cabeza y los senos nasales, los pollos afectados pueden mostrar síntomas neurológicos, como la tortícolis, también conocida como cuello torcido (Poultry DVM, 2023).

- ***Raillietina***

Raillietina es un grupo de tenias, pertenecientes a la categoría de gusanos cinta (cestodos), que actúan como parásitos gastrointestinales en diversas especies de aves, como pollos, gallináceas, pavos y gansos, en todo el globo. Estos gusanos intestinales son comunes en aves, especialmente cuando estas tienen acceso al entorno exterior (Espinoza, 2019).

Las tres especies cosmopolitas que provocan infección son ***R. echinobothrida, R. tetragona y R. cesticillus.*** En la última década, diversos informes han indicado que las especies de *Raillietina* tienen una distribución extensa, con tasas de prevalencia que aumentan según la abundancia de huéspedes intermediarios. Se ha

documentado que, en general, los escarabajos *(Pterostichus sp., Harpalus sp. y Amara basillaris)* y las hormigas *(Tetramorium caespitum y Pheidole vinelandica)* actúan como huéspedes intermediarios de *Raillietina spp*. Para completar su ciclo de vida, los cisticercoides (la etapa infectiva) son consumidos por los huéspedes definitivos y liberados en el duodeno, donde se sujetan a la pared intestinal mediante ganchos y ventosas para crecer y reproducirse. La patogenicidad de las infecciones por *Raillietina* se atribuye a los ganchos adhesivos y las ventosas en los puntos de fijación del gusano (Panich, Tejangkura, & Chontananarth, 2021).

En relación con las dimensiones, *Raillietina cesticillus* presenta una longitud de 13 cm y un ancho de 1 a 3 mm, mientras que tanto *Raillietina echinobothrida* como *Raillietina tetragona* tienen una longitud de 25 cm y un ancho que varía entre 1 y 4 mm (Varela, 2021).

Signos clínicos

La patogenicidad de las infecciones por Raillietina es causada por los ganchos adhesivos y las ventosas en los lugares de fijación del gusano (Panich, etal., 2021).

Manifiestan falta de apetito, desánimo y apatía. Los animales muestran debilidad, movimientos extremadamente lentos, adoptan una postura con la espalda arqueada y el cuello retraído, las alas cuelgan, los ojos parecen entrecerrados, las plumas lucen opacas y desordenadas (Varela, 2021).

Cada especie tiene síntomas clínicos diferentes:

R. echinobothrida altera las vellosidades, causando daño a las glándulas secretoras, descamación, degeneración y necrosis de las células epiteliales, lo que lleva a enteritis catarral crónica, anemia y granulomas parasitarios en la mucosa intestinal (Panich, et al., 2021).

R. tetragona provoca niveles reducidos de glucógeno en varios tejidos, como el hígado, la mucosa intestinal y la sangre, lo que provoca pérdida de peso y disminución de la producción de huevos y *R. cesticillus*, la pérdida de peso es el único síntoma (Panich, et al., 2021).

Lesiones patológicas

Se desarrolla una diarrea mucosa, a veces con presencia de sangre, o se alternan episodios de diarrea y estreñimiento. Durante la necropsia, se observa una mucosa intestinal completamente irritada, con nódulos de color gris blanquecino, que pueden llegar al tamaño de una alverja y presentan una apariencia similar a tubérculos. La condición decaída se agrava, la cresta y la barbilla palidecen y se cubren con pequeñas escamas blancas, evidenciando una marcada anemia y adelgazamiento (Varela, 2021).

2.4. Clase protozoarios

Los protozoos son organismos unicelulares con núcleo verdadero que pertenecen al reino Protista. Actualmente, se han identificado al menos 50,000 especies de protozoos que se encuentran en diversas ubicaciones, como en el cuerpo humano, en animales domésticos o de campo, y en formas de vida libre. Las enfermedades que provocan pueden presentarse sin síntomas aparentes o pueden llevar a la muerte del animal, dependiendo siempre de la especie y cepa específica del parásito. La mayoría de los coccidios de importancia en animales domésticos pertenecen al género *Eimeria* (Huacon, 2023).

2.4.1. Coccidiosis

"Coccidiosis" es el término empleado para describir una enfermedad del tracto intestinal causada por la infección con una o más especies de *Eimeria*, y tiene un impacto económico significativo en la industria avícola a nivel global. La presencia de lesiones en el intestino está directamente relacionada con la especie específica de *Eimeria*. Las especies más relevantes de *Eimeria* en aves son: *E. tenella*, *E. necatrix, E. acervulina, E. maxima, E. brunetti, E. mitis y E. praecox* (Osorio, Sara; Gutiérrez, Jenny; Osorio, Luis, 2020).

2.4.2. Características morfológicas

Las variedades de coccidios se distinguen mediante la observación de características como la morfología del ooquiste, la especificidad de hospedador, la especificidad inmunitaria, la apariencia y la ubicación de lesiones macroscópicas en el hospedador natural, y la duración del período de prepatencia. En aves y

mamíferos, la especificidad de hospedador del género *Eimeria* es altamente rigurosa. Por lo tanto, los ooquistes de *Eimeria* que se encuentran en diferentes especies de aves o animales se consideran como entidades distintas, a pesar de que puedan tener ooquistes que se asemejan en apariencia (Corbalán, 2023).

Las configuraciones más habituales de los ooquistes son esféricas, subesféricas, ovoides o elipsoidales, y su tamaño varía dependiendo de las especies de *Eimeria.* La estructura del ooquiste consta de dos capas: una capa interna que contiene una sustancia quitinosa para proporcionar resistencia, y una capa externa, conocida como "velo", que recubre la pared y solo es visible mediante microscopía electrónica en ooquistes obtenidos de raspaduras de la mucosa intestinal. El velo se desecha al ser excretados por el hospedador, por lo que se presume que no desempeña ningún papel en la protección de los ooquistes durante su liberación del hospedador o en el entorno. Algunas especies también exhiben un micropilo en un extremo, generalmente afilado, que puede estar protegido por un casquete. En ciertas circunstancias, una estructura denominada casquete polar puede proyectarse desde la pared quística hacia el exterior (Corbalán, 2023).

En el ooquiste esporulado de *Eimeria*, se distinguen 4 esporocistos que exhiben una forma ovoide, más alargada en algunos casos, con un extremo más agudo que el otro. En el extremo puntiagudo, se localiza el cuerpo de Stiedae, y en ciertas formas, se puede observar un micrópilo en esa misma región. Además, en el ooquiste, pueden encontrarse un cuerpo residual ooquístico y un gránulo polar. Cada esporocisto alberga dos esporozoítos, caracterizados por su forma curvada, similar a una coma, con un citoplasma granular y un núcleo central. Los esporozoítos suelen presentar una vacuola homogénea redondeada en un extremo, y ocasionalmente, se observa un cuerpo residual secundario (Corbalán, 2023).

En la actualidad, se tiene conocimiento de que siete especies de *Eimeria* afectan a los pollos, y presentan variaciones en su nivel de patogenicidad. Las distinciones entre estas diversas especies de *Eimeria* abarcan desde la invasión de áreas particulares del intestino hasta su nivel de patogenicidad y el tipo de lesión que generan (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Ciclo evolutivo

El ciclo de vida de *Eimeria* comienza con la ingestión de ooquistes maduros. Cada ooquiste infeccioso está formado por cuatro esporoquistes y a su vez cada esporoquiste contiene dos esporozoítos. Las sales biliares y la quimotripsina estimulan la liberación de esporozoitos del ooquiste. Una vez liberados, los esporozoitos invaden las células intestinales iniciando la etapa de desarrollo asexual llamada esquizogonia. Después de un número variable de ciclos asexuales, se forman los gametos y comienza la etapa de desarrollo sexual (gamogonía). La fase sexual termina con la producción y liberación de ooquistes hacia la luz intestinal. Una vez en el medio ambiente, los ooquistes deben esporular para volverse infecciosos. El proceso de esporulación suele tardar de 2 a 3 días dependiendo de las condiciones ambientales (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

- ***Eimeria tenella***

Esta variante de *Eimeria* resulta altamente perjudicial para los pollos. *E. tenella* tiene un impacto predominante en los ciegos, generando lesiones impresionantes (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Ooquistes: Poseen una forma ovoide, midiendo 22,9 µm por 19,16 µm, con variaciones que oscilan entre 14,2 a 31,2 por 9,5 a 24,8 µm. La superficie del ooquiste es lisa y no presenta micropilo. El proceso de esporulación demanda 18 horas a 29°C, 21 horas a 26-28°C, 24 horas a 20°C, de 24 a 48 horas a temperatura ambiente, y no ocurre esporulación por debajo de 8°C (Corbalán, 2023).

Signos clínicos

La alta mortalidad, la marcada disminución de peso y en comparación con las parvadas sanas, aquellas afectadas suelen tener dificultades para recuperar el peso perdido incluso después de controlar la enfermedad (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Lesiones patológicas

E. tenella causa hemorragia en ambos ciegos, manifestándose con la presencia de puntos blancos (esquizontes y ooquistes) que son visibles desde la superficie serosa. Esta especie de *Eimeria* penetra profundamente en el tejido intestinal, ocasionando daños severos en la mucosa y la capa muscular. La luz cecal se encuentra repleta de sangre coagulada y restos mucosos necróticos (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

- ***Eimeria necatrix***

Esta variante de *Eimeria* presenta una alta patogenicidad en pollos y es comúnmente observada en aves con edades comprendidas entre las 9 y 14 semanas (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Ooquistes: similares a los de *E. tenella*, siendo ovoides y midiendo 16,7 µm por 14,2 µm, con extremos que varían entre 13,2 y 22,7 µm por 11,3 a 18,3 µm. La pared de los ooquistes es suave, sin color y carece de micrópilo. El proceso de esporulación tiene una duración de 2 días, aunque puede completarse en un rango de 18 horas a 29°C (Corbalán, 2023).

Signos clínicos

La mortalidad, pérdida significativa de peso y la presencia de heces con sangre y mucosidad son hallazgos habituales (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Lesiones patológicas

Eimeria necatrix genera daños en la sección media del intestino delgado. El intestino suele mostrar dilataciones y contracciones en algunos puntos, presentando una apariencia abultada, y su luz frecuentemente contiene sangre, residuos mucosos y líquido. Las lesiones, que a menudo se describen como puntos blancos y oscuros, son visibles desde la superficie serosa y se caracterizan comúnmente como una apariencia de "sal y pimienta" (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

- ***Eimeria brunetti***

Esta variante de *Eimeria* tiene la capacidad de provocar una baja eficiencia en la conversión alimenticia (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Ooquistes: Presentan una forma ovoide, midiendo 26,8 por 21,7 µm, con un rango que varía entre 20,7 a 30,3 µm por 18,1 a 24,2 µm. La pared de los ooquistes es lisa y no posee micrópilo. El proceso de esporulación toma de uno a dos días a temperatura ambiente y 18 horas a 24°C (Corbalán, 2023).

Signos clínicos

Pérdida de peso y una mortalidad moderada en infecciones severas. En situaciones más graves, las heces pueden presentar coloración sanguinolenta (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Lesiones patológicas

Eimeria brunetti tiene una preferencia por ubicarse en el íleon, aunque en situaciones más graves, las lesiones pueden extenderse hacia el intestino grueso y las porciones superiores del intestino delgado. Las infecciones leves se manifiestan con un engrosamiento de la mucosa intestinal y la presencia de petequias en la parte inferior del intestino delgado. En casos severos, las vellosidades quedan prácticamente desprovistas y la mucosa del intestino delgado puede experimentar daños extremos, llegando a la necrosis (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

- ***Eimeria máxima***

Eimeria maxima, denominada así por el considerable tamaño de sus ooquistes, tiene una patogenicidad moderada. Las aves pueden mostrar un aspecto demacrado debido a la reducción en la ingesta de alimentos junto con una deficiente absorción de nutrientes. En situaciones más graves, se pueden observar ciertos casos de mortalidad (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Ooquistes: De gran tamaño y forma ovoide, midiendo 29 por 23 µm, con un rango que varía entre 21,4 a 42,5 µm por 16,5 a 29,8 µm. La pared del ooquiste presenta un ligero tono amarillento, pudiendo ser rugosa y, en algunos casos, carece de micropilo. El proceso de esporulación requiere 2 días (Corbalán, 2023).

Signos clínicos

Induce pérdidas de peso corporal y reduce la pigmentación de la piel debido a la disminución en la absorción de pigmentos causada por el daño intestinal (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Lesiones patológicas

Eimeria maxima tiene una preferencia por colonizar la sección media del intestino delgado, aunque en situaciones más severas las lesiones pueden abarcar completamente el intestino delgado. La luz intestinal puede contener moco y sangre con tonalidad anaranjada, y en casos de infección grave, la mucosa puede sufrir daños significativos (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Eimeria acervulina Esta variante de *Eimeria* se encuentra ampliamente distribuida en instalaciones avícolas de producción comercial y la mortalidad puede estar vinculada a infecciones severas (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Ooquistes: tienen una forma ovoide con dimensiones de 19,5 por 14,3 µm, con un rango que varía entre 17,7 a 22,2 µm por 13,7 a 16,3 µm. La superficie de los ooquistes es lisa, siendo más delgada en el polo estrecho y con un micropilo apenas apreciable. El proceso de esporulación requiere 25 horas a temperatura ambiente y 17 horas a 28°C (Corbalán, 2023).

Signos clínicos

Disminución en el aumento de peso y en la pigmentación de la piel, este último atribuible a una reducción en la absorción intestinal (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Lesiones patológicas

Las lesiones causadas por *Eimeria acervulina* se encuentran en el intestino delgado. En casos de infección leve, las lesiones tienden a concentrarse en el duodeno, pero en situaciones más graves, pueden extenderse más allá del duodeno y afectar el resto del intestino delgado (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

Estas lesiones, visibles desde la superficie serosa del intestino, se presentan como placas blancas dispuestas en patrones estriados transversales en el duodeno. La mucosa intestinal puede experimentar un engrosamiento y cubrirse con un líquido transparente (DSM Nutritional Products, LLC, 2024).

- ***Eimeria mitis* y *Eimeria praecox***

Eimeria mitis tiene impacto en el tramo distal del intestino delgado, en contraste con *Eimeria praecox*, que afecta la porción proximal del intestino delgado. La identificación de *Eimeria mitis* se facilita al observar ooquistes pequeños y redondos vinculados a la lesión, mientras que los ooquistes de *Eimeria praecox*, más grandes que los de *E. acervulina*, son numerosos en las áreas afectadas (Gerhold, 2023).

La interacción entre especies de coccidios puede desarrollarse siguiendo cursos distintos, así las especies que parasitan la misma región intestinal como *Eimeria mitis* y *Eimeria brunetti* compiten y el efecto combinado no es mayor que cuando la infección la produce una sola especie. Pero entre especies que parasitan distinta región intestinal como *Eimeria mitis* y *Eimeria acervulina*, el efecto patógeno de la combinación es mucho mayor (Ferre & Gómez, 2019).

Lesiones patológicas

Estas especies de *Eimeria* no producen mortalidad ni lesiones manifiestamente visibles, pero pueden parecerse a infecciones moderadas por *E. brunetti*, asociándose su infección a una reducción de la ganancia de peso y observándose disminución en la absorción intestinal durante la infección (Ferre & Gómez, 2019).

2.5. Alteraciones del tracto gastrointestinal

Los parásitos gastrointestinales suelen provocar notables alteraciones histológicas en las vellosidades del tracto intestinal, y comúnmente es posible identificar diversas fases de desarrollo al examinar histopatológicamente el tejido afectado. Además de ello, estos parásitos tienen la capacidad de estimular la respuesta inmune humoral en la inmunidad de las mucosas y regular de manera positiva diversas expresiones genéticas asociadas con la inmunidad mediada por células (Mousa, y otros, 2024).

2.5.1. Clase nematodos

- **Alteraciones antemortem**

Reducción en la puesta de huevos, falta de apetito, pérdida de peso, dificultades en el crecimiento y debilidad (Tanuwijaya, 2021).

- **Alteraciones postmortem**

Degeneración y muerte de las células epiteliales que recubren las vellosidades y criptas del intestino delgado, acompañadas de una reducción en la superficie de absorción de las vellosidades intestinales (Tanuwijaya, 2021).

2.5.2. Clase cestodos

Alteraciones antemortem

La mayoría de las tenias no provocan daño físico directo a la pared intestinal; sin embargo, al privar al ave de todos los nutrientes, afecta negativamente su salud, dando lugar a un retraso en el crecimiento, pérdida de peso, niveles bajos de glucosa en la sangre, disminución de proteínas en la sangre, deficiencias nutricionales y un aumento del riesgo de infecciones o enfermedades (Poultry DVM, 2023).

Alteraciones postmortem

Anemia y granulomas parasitarios en la mucosa intestinal, signos de congestión, hemorragia, alteración de las vellosidades, necrosis de las células epiteliales, nódulos de color gris blanquecino, enteritis catarral crónica (Panich, Tejangkura, & Chontananarth, 2021).

2.5.3. Clase Protozoarios

Coccidios

Alteraciones antemortem

Los pollitos son las principales víctimas, ya que sus organismos jóvenes ofrecen poca resistencia a la infección. La mayor tasa de mortalidad se observa entre la segunda y tercera semana de vida. En las aves adultas, los síntomas son menos evidentes, pero se presenta un adelgazamiento gradual, debilitamiento, disminución significativa en la producción de huevos y palidez en la cresta (Varela, 2021).

Alteraciones postmortem

Se observa la presencia de petequias en la superficie serosa y mucosa que se puede extender hasta el intestino grueso, el material cecal presenta sangre, la pared está engrosada pero aún se conserva surcos, pared distendida, grandes coágulos sanguíneos en la luz del ciego, muchas manchas y placas blancas, gran

abalonamiento, abundante contenido mucoso y hemorrágico, el intestino presenta una coloración marrón oscura, mucosa rugosa, hemorragia, necrosis del epitelio, contenido cecal se observa mezclado con sangre, intestino abultado, presencia de contenido acuoso, decoloración de la mucosa muy extensa, mucosidad de color anaranjado (Ramirez, 2022).

2.6. Historia del origen de la especie *Gallus gallus domesticus*

Desde que desarrollaron la capacidad de volar, las aves han experimentado una transformación significativa y actualmente constituyen el segundo grupo de vertebrados más numeroso en el planeta, después de los peces. Han logrado adaptarse y sobrevivir en una amplia variedad de hábitats terrestres, lo que demuestra su capacidad de adaptación a lo largo de la historia (Toalombo, 2019)

Una de las actividades alimentarias fundamentales que las personas comenzaron a practicar fue la domesticación de aves de corral, que incluyó el proceso de domesticación de las gallinas domésticas que se originaron a partir de la especie Gallus bankiva en el sudeste asiático (Quimi, 2021).

Los antepasados arbustivos forman el origen de lo que conocemos como pollos, gallinas domésticas o criollas, y la hibridación ha resultado en una diversidad fructífera. La domesticación de estas aves se inició hace más de 3000 años y se expandió hacia regiones como Persia, Grecia y Europa. A lo largo del tiempo, se han desarrollado cuatro grupos principales de pollos: asiáticos, mediterráneos, atlánticos y de combate. En el continente americano, esta domesticación ocurrió hace aproximadamente 500 años, durante la colonización española. A partir de entonces, las gallinas y los pollos han estado en constante evolución, adaptándose a diversas condiciones ambientales. Algunos científicos creen que los pollos descienden de animales europeos que fueron introducidos durante la colonización española en el siglo XV. Otros creen que las gallinas vagaban por el campo en la época precolombina (Mendoza, 2023).

Según, la especie de la gallina (Gallus gallus domesticus) se encuentra en todo el mundo y, contrariamente a la creencia popular, no fue domesticada en el cercano o medio oriente. Según las pruebas arqueológicas descubiertas en el valle del Indo en Pakistán y la provincia china de Hebei, parece que esta especie fue domesticada

a partir del gallo rojo de la selva hace aproximadamente 7400-8000 años. Luego, se extendió hacia Europa Occidental, posiblemente a través de Rusia (Montes, De la Ossa, & Darwin, 2019).

Se ha documentado que la mezcla de ADN mitocondrial de aves de jungla rojas y pollos domésticos produce aves de jungla grises, lo que lleva a la manifestación de un rasgo de piel amarilla. Este rasgo de piel amarilla es consecuencia de la integración de un segmento de cromosomas de aves de la selva grises en la estructura genética del pollo doméstico (Sözübek, 2022).

Es posible que la domesticación haya tenido lugar de manera independiente en la India o que se haya introducido desde el sur de Asia. De hecho, el conquistador español Francisco Pizarro mencionó las gallinas en sus descripciones de los asentamientos indígenas. Un estudio reciente en la revista Animals tomó muestras de más de 200 pollos en todo Ecuador para conocer la historia de la raza utilizando 30 marcadores microsatélites y un marcador mitocondrial (el bucle D) para examinar la diversidad genética de los pollos criollos ecuatorianos. El análisis reveló una historia compleja de varios eventos interconectados. Los haplotipos mitocondriales sugieren que los pollos ecuatorianos se originaron al menos en dos fuentes: ascendencia europea y asiática. Esto sugiere que los pollos criollos pueden haber venido de la Polinesia (vía Chile) y luego fueron influenciados por la introducción de razas españolas (Ottenburghs, 2020).

2.7. Taxonomía de las gallinas

La descripción acerca la clasificación taxonómica de la gallina criolla se describe en la tabla 2.

Tabla 2.

Clasificación taxonómica de la gallina criolla

TAXONOMÍA	
Reino	Animal
Tipo	Cordado
Subtipo	Vertebrados
Clase	Aves
Subclase	*Neormites*
Orden	*Gallinacea*
Suborden	*Galli*
Familia	Phaisanidae
Género	*Gallus*
Especie	*Domesticus*

Fuente: (Floreano, 2021).

3.1. Descripción de la gallina criolla

Los gallos machos son generalmente más grandes, alcanzando una altura de hasta 50 centímetros y un peso de hasta 4 kg, dependiendo de su alimentación y cuidado. Tienen una cresta roja en la cabeza que simboliza dominancia. Se dice que los gallos rojos feroces tienen colores brillantes que heredan de sus ancestros. Por otro lado, las gallinas son más pequeñas en tamaño en comparación con los gallos. No suelen superar los 40 cm de altura y pueden llegar a pesar hasta 2 kg. Además, su tonalidad puede ser menos atractiva (Mejillón, 2021).

2.9. Aves de traspatio en el Ecuador

Durante las últimas tres décadas, en Ecuador, la cría de aves ha experimentado un notable crecimiento, debido a la creciente demanda de sus productos en todos los estratos de la sociedad. Esta actividad se divide en dos sistemas de producción: uno industrializado que se basa en el uso de alimentos equilibrados, instalaciones tecnológicas, espacios de cría mínimos necesarios para el desarrollo de las aves y una alta eficiencia productiva; y otro sistema, conocido como avicultura de traspatio o familiar, que opera a una escala más pequeña y con un enfoque técnico limitado. En este último sistema, las instalaciones son simples, la alimentación se basa en el pastoreo y la atención sanitaria es limitada o inexistente. Este sistema es común en las zonas rurales y periurbanas de todo Ecuador. La "avicultura familiar" de traspatio implica la cría tradicional de diversas especies de aves, como gallinas, pavos, patos, gansos y codornices, y es una práctica arraigada en las comunidades rurales. Contribuye al bienestar de las familias campesinas al proporcionar productos altamente nutritivos, como carne y huevos, que generan ingresos adicionales a través de la venta de excedentes (Esquivel, Pomboza, & Montero, 2019).

En cuanto a la existencia de aves, en el 2022, existen 2.7 millones de pollos criados en campo; mientras que 22.2 millones fueron criados en viveros avícolas, se produjeron un total de 61.6 millones de huevos en una semana, con el 92.5% procedente de granjas avícolas y el 7.5% de fuentes rurales. La mayor cantidad de huevos, 26.1 millones, se concentró en la Provincia de Tungurahua (INEC, 2023).

2.10. Manejo general de las gallinas criollas

La designación del sistema de manejo o crianza en gallinas criollas se basa en el espacio y las oportunidades de área disponibles con la siguiente denominación:

2.10.1. Sistema intensivo

Estos sistemas de crianza se caracterizan por limitaciones de espacio debido a la protección de cultivos o animales. Por lo general, las gallinas se mantienen en áreas pequeñas y restringidas, donde están confinadas durante todo el día. En estos sistemas, los humanos se encargan de satisfacer las necesidades vitales para la producción y mantenimiento (Pillajo, 2023).

Este sistema se lleva a cabo en áreas urbanas y periurbanas, las características de este sistema incluyen:

- Instalaciones más pequeñas construidas con diversos materiales, dependiendo de la ubicación y la capacidad económica de los propietarios.
- Los lotes se gestionan mediante corrales separados según la edad de las gallinas.
- Los nutrientes son alternados, que van desde productos de mercado hasta desperdicios de cocina.
- La reproducción no es rentable y eficiente.
- Los costos de producción son más altos debido a la mayor oferta de alimentos, los insumos y productos de la gestión diaria tienden a ser menores.
- Dado que los animales se mantienen en un espacio confinado, es más fácil conocer su estado individual para poder controlar la producción. (Pillajo, 2023).

2.10.2. Sistema semi-intensivo

Son sistemas de producción animal a nivel medio, en los cuales los animales son utilizados como mano de obra en la agricultura para obtener beneficios económicos, además, es común que esta actividad sea liderada por mujeres (Brito, 2023).

Las características de este sistema contienen:

- Capacidad de consumir una gran cantidad de pasto, lo que ayuda a reducir problemas relacionados con el bienestar animal. Esto puede resultar en una mayor cantidad de nutrientes que se reflejan en aspectos productivos como la postura, el tamaño de los huevos, su color y textura (Fandiño, 2022).
- El costo de la infraestructura es asequible.
- Las aves contarán con suficiente espacio para pastorear y también con instalaciones que les proporcionen cobertura, perchas, comederos y bebederos.
- Necesitará una cantidad moderada de mano de obra, ya que se requerirá personal para el mantenimiento de las instalaciones (Brito, 2023).

2.10.3. Sistema extensivo

Este sistema se utiliza principalmente en zonas rurales y semiurbanas, donde las amas de casa crían gallinas y pollos en sus patios traseros para complementar la

alimentación familiar con carne y huevos. Además, los excedentes de estos productos no consumidos se comercializan para generar ingresos adicionales en los hogares (Cuéllar, 2021).

En esta forma de producción, las aves se crían en grandes extensiones de tierra siempre que sea posible, lo que permite a las aves picotear, volar y buscar alimento.

Las características que presenta este sistema son:

- Normalmente, estas instalaciones se ubican en proximidad de las viviendas para facilitar la recolección de huevos y la supervisión de los animales.
- Ayuda a prevenir pérdidas en la producción y el robo.
- Generalmente, estos seres son más saludables y tienen menor probabilidad de sufrir enfermedades.
- La tasa de pérdida de animales debido a depredadores es elevada, al igual que la pérdida de huevos, ya que las gallinas colocan sus huevos entre los arbustos.
- Estos sistemas presentan ventajas en términos de costos laborales y alimentación.
- La producción es limitada y el crecimiento de las aves es más lento con un peso no deseado ya que los alimentos que consumen no satisfacen sus necesidades en comparación con los sistemas intensivos.
- Los productos cárnicos y los huevos obtenidos a través de este sistema presentan una mayor calidad nutricional, lo cual se refleja en mejores precios en el mercado en comparación con los productos provenientes de sistemas intensivos (Pillajo, 2023).

2.11. Nutrición y alimentación

Las aves domésticas incorporan quelites en su dieta, siendo este término utilizado para referirse a plantas tiernas comestibles. En México, los quelites son aprovechados de diversas maneras, ya sea la planta completa, rebrotes, ramas con hojas, hojas, peciolos, tallos o flores. En el estado de Oaxaca, algunos de los quelites más utilizados incluyen Amaranto, Chepil, Epazote, Hierba mora, Hierba santa, Guaje, Huazontle y Verdolaga, estos quelites han sido objeto de ensayos de alimentación en aves domésticas (Camacho, y otros, 2022).

Suministrar el alimento de forma seca (previamente deshidratado), favorece el aprovechamiento y la digestión de los nutrientes en el organismo de la gallina. Debido a que los forrajes, los tallos, los frutos y tubérculos frescos están compuestos entre un 60% a 90% de humedad (Castro, 2020).

La relevancia de los quelites en la alimentación no se limita únicamente a sus beneficios nutricionales. Varios autores los describen como "nutracéuticos", un término que se refiere a alimentos o componentes alimentarios que ofrecen beneficios médicos o para la salud, incluyendo la prevención o tratamiento de enfermedades (Camacho, y otros, 2022).

Tradicionalmente se considera que las aves de corral son principalmente granívoras, investigaciones basadas en la anatomía y fisiología digestiva demuestran que en realidad son omnívoras (Camacho, y otros, 2022).

Tabla 3.

Requerimientos Nutricionales Básicos de las Gallinas Criollas

Proteínas		**Carbohidratos y Grasas**		**Minerales**	
Esenciales en la construcción de tejidos (piel, músculos), desarrolloy producción de huevos.	***Fuentes proteicas de tipo vegetal*** Leguminosas, semillas, germinados, frutos, brotes, raíces, tallos, hojas raíces y flores.	Provee la cantidad de energía para que los animales realicen sus funciones motoras (movimiento, reproducción), constituyen las reservas de grasas almacenadas en sus cuerpos.	***Cereales*** Sorgo, mijo, maíz, arroz,cebada, trigo, quinua ***Plátanos*** Existe una granVariedad ***Tubérculos, raíces y tallos*** Yucas, papas, arracachas, cubios, ollucos o mashuas, raíces (zanahoria, remolacha); y tallos (bore, papa china).	Esenciales para el correcto funcionamiento fisiológico de las aves, (niveles de producción, reproducción calidadde los huevos así como de las crías).	***Minerales mayores*** Calcio, fósforo, magnesio, sodio, potasio y cloro.

	Fuentes proteicas de tipo animal Artrópodos (insectos, arácnidos, crustáceos, miriápodos); moluscos (babosas, caracoles; anélidos (lombrices, pequeños reptiles, lagartijas, serpientes pequeñas		***Pastos, cañas y azúcares*** Pastos de hojas tiernas Caña picada o en jugo, cachaza. Panela y sus derivados ***Harinas y tortas*** Harina de arroz (maíz o sorgo); lavados de maíz (arroz, trigo o cebada); ytortas (algodón, soya).		***Minerales menores*** Cobre, cobalto, hierro, yodo, manganeso, zinc, molibdeno, selenio y azufre
Suplementos proteicos de origen animal Harinas de sangre, de carnes y pescados		***Grasas*** Aceites, mantecas o cebos. Grasa animal (cebos de res, chicharrón, la grasa y la enjundia), nueces de las palmas.			

Vitaminas		**Fibra**		**Agua**	
Compuestos orgánicos necesarios en cantidades pequeñas, pero desempeñan una función crucial en el funcionamiento apropiado del cuerpo, sus sistemas y órganos	Dietas elaboradas con amplia variedad de fuentes	Desempeña un papel crucial debido al metabolismo rápido e intenso de estos animales. Mejora los procesos de digestión y asimilación de otros nutrientes.	• Los forrajes frescos • Las mezclas con forrajes deshidratados • Los granos y cereales • Las frutas • Las hortalizas • Las harinas y salvados	Esencial en el proceso metabólico y en el desarrollo apropiado de las gallinas criollas. Es fundamental que el aguaesté disponible continuamente y sea de alta calidad.	Pueden llegar a consumir entre un cuarto y medio litro diario, dependiendo del grupo, de la edad y de la condición climática en que se encuentren
	Suministro de:				
	• Forrajes tiernos y frescos • Hortalizas o subproductos de la huerta. • Frutas				

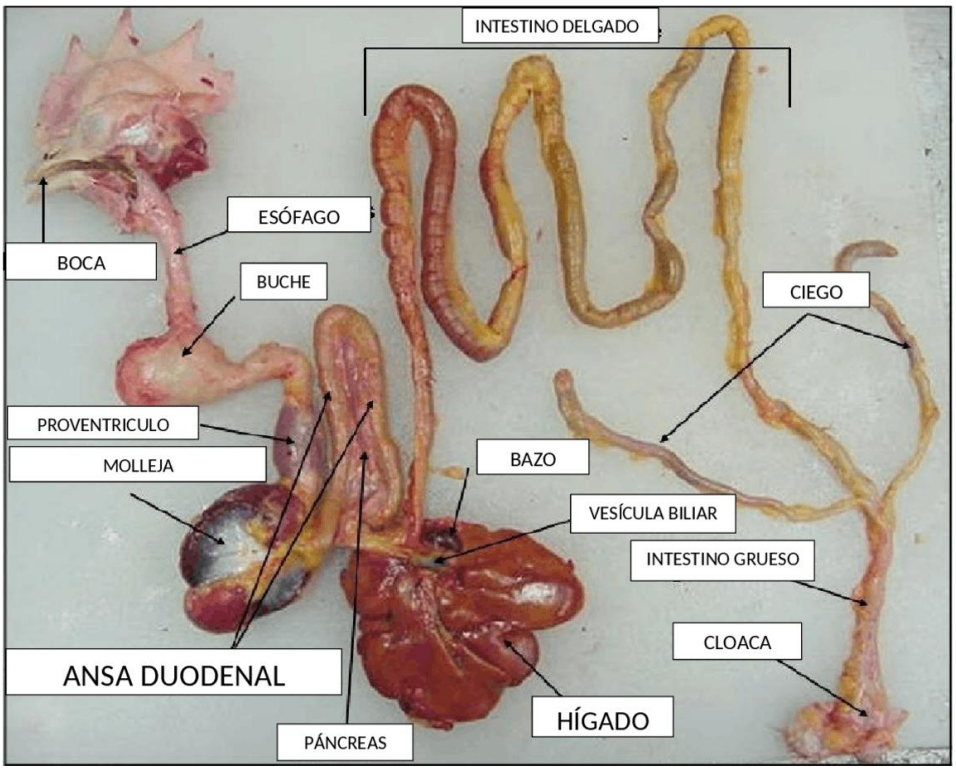
	o subproductos de estas. • Flores que sean de su gusto (palatables). • Adición de harinas de cáscara de frutas deshidratadas (cítricos, guayaba, nueces, etc.) a la mezcla para la elaboración del alimento. Permitir que las gallinas tomen el sol. • Facilitar el pastoreo y el picoteo.				

Fuente: (Leiton & Zapata, 2020)

2.12. Anatomía y fisiología del tracto digestivo de las aves

Figura 1.

Aparato digestivo de las aves



Fuente: (Chamorro, Tandazo, & Cali, 2021).

Este sistema, que implica aspectos de nutrición, microbiología e inmunología, constituye una estructura compleja. Es crucial mantener la salud intestinal de las aves, ya que cuando esta se ve afectada, la digestión y absorción de nutrientes disminuyen, lo que podría resultar en efectos adversos en la eficiencia alimentaria y, como resultado, generar pérdidas económicas (MSD, 2022).

El sistema digestivo de las aves es caracterizado por su longitud reducida y la rapidez con la que el alimento lo atraviesa, con un tiempo de digestión de aproximadamente 3-4 horas. Su proceso digestivo se basa principalmente en la acción de enzimas, con una baja tasa de fermentación bacteriana. Por esta razón, su dieta se compone principalmente de almidón, proteínas, grasas, vitaminas y minerales, incluyendo cantidades moderadas de fibra y alimentos voluminosos que contribuyen al correcto funcionamiento del sistema digestivo (Barroeta, Verge, & Ciria, 2020).

Los órganos que conforman el sistema digestivo se describen a continuación:

Pico-boca

El pollo carece de labios, no tiene paladar, mejillas ni dientes, pero tiene una mandíbula superior e inferior llamada pico que tiene la función de aprehensión alimentaria, defensa y otras especificidades. La mandíbula superior está firmemente fijado al cráneo mientras que la mandíbula inferior está articulada. El paladar duro está dividido por una hendidura larga y estrecha en el centro que está abierta a los conductos nasales. Esta apertura y ausencia del paladar imposibilita que el ave cree un vacío para aspirar agua hacia su boca. Por tanto, para poder beber agua, el ave debe levantar la cabeza. para permitir que el agua fluya hacia el esófago por gravedad (Cordeiro, 2019).

El pollo tiene una lengua en forma de daga con una superficie muy grande, rugoso en su región caudal, lo que facilita la entrada de alimentos al canal esofágico. La saliva, con su enzima amilasa que se utiliza para convertir almidones en azúcares durante el proceso digestivo, es secretado por las glándulas presentes en la boca las cuales segregan aproxímamele de 7 a 25 ml de saliva en ayuno en 24 horas con un color lechoso a claro. Otra función de saliva es lubricar los alimentos, lo que ayuda en el transporte de partículas de alimentos al esófago y luego al buche, donde se convierte en un bolo alimenticio (Nuñez, 2021).

Los pollos tienen menos papilas gustativas que los mamíferos; mientras que los humanos tienen alrededor de 9.000; las aves tienen sólo entre 250 y 350 papilas. Las papilas gustativas del pollo se encuentran en diferentes regiones de la boca y debajo de la lengua, Es difícil conocer el sabor de la comida para las aves, sin embargo, los alimentos se consideran malos dentro de la boca del animal, pero las aves responden bien a sabores específicos como la sal y el azúcar. Los pollos tienen gran tolerancia a la acidez y alcalinidad del agua de bebida, sin embargo, es necesario ofrecerles agua de calidad con un pH cercano a 7. Las aves son capaces de discernir la temperatura del agua, negándose a ingerir agua con temperaturas inferiores a 3 °C y con temperaturas superiores a 38 °C, la mejor temperatura es alrededor de la temperatura ambiente (18 a 25 °C) (Cordeiro, 2019).

Esófago

El esófago es el tubo por el que pasa el alimento cuando sale de la parte posterior de la boca (faringe) y va al proventrículo. Está compuesto por dos regiones específicas, la superior que comprende la conexión entre la boca y el buche, mide aproximadamente 20 cm de longitud en el ave adulta y la parte inferior que comprende el nexo entre el buche y el proventrículo mide aproximadamente 16 cm de longitud (Cordeiro, 2019).

Buche

Después de ser tragado, el alimento sale de la boca, ingresa al canal esofágico y se deposita en una cavidad corporal con características de una bolsa llamada buche, que actúa como lugar de almacenamiento de alimentos, transformándolos en bolo alimenticio. Se produce poca o ninguna digestión en el buche, excepto la que implica secreción salival de la boca, que continúa con su actividad en el buche, por lo que el alimento es cada vez más humedecido. Este proceso de alta salivación tanto en la boca como en el buche sobre los alimentos es facilitar la descomposición total de los alimentos en partículas más pequeñas, especialmente cuando el ave tiene una dieta a base de grano de maíz sin triturar (Cordeiro, 2019).

Proventrículo

Se conoce un agrandamiento del esófago justo antes de su conexión con la molleja como el proventrículo, a veces revestido de estómago glandular o verdadero. Es en este compartimento donde se producen y secretan los jugos gástricos, pepsina, una enzima necesaria en el proceso de digestión de proteínas y el ácido clorhídrico son secretada por células glandulares. El paso del bolo alimenticio a través del proventrículo es rápido, como consecuencia hay poca digestión del material alimenticio en este compartimento, sin embargo, el bolo alimenticio va a la molleja, un estómago mecánico que sólo es encontrado en las aves, la acción enzimática se produce en la molleja sobre el bolo alimenticio (Cordeiro, 2019).

Molleja

La molleja, a veces llamada estómago mecánico o muscular de las aves, está entre el proventrículo y la porción superior del intestino delgado. Tiene dos pares de

poderosos músculos capaces de ejercer una gran fuerza sobre los alimentos, triturándolos y formando partículas más pequeñas, además de tener una mucosa muy gruesa, cuya superficie se desgasta y se desprende constantemente. La molleja está inactiva cuando está vacía, pero una vez que el alimento entra en este compartimento, las contracciones musculares de sus gruesas paredes se vuelven constantemente activas. Cuanto más grandes sean las partículas de alimento, más rápidas serán las contracciones para descomponerlas de la forma más rápida y eficaz posible. Cuando entra material fino en la molleja sale en unos minutos, pero cuando el alimento es grueso puede permanecer allí durante varias horas. Para facilitar la descomposición de los alimentos y su transformación en partículas más pequeñas para su entrada al tracto intestinal, las aves consumen constantemente pequeñas piedras, grava, arena y otros materiales que tienen como objetivo facilitar la trituración de los alimentos en la molleja. Hoy en día, las prácticas de molienda de alimentos que forman alimentos más finos y el uso de fuentes de calcio de mayor tamaño de partículas para las ponedoras prácticamente han eliminado la necesidad de granulación en las dietas comerciales para aves de hoy (Cordeiro, 2019).

Bazo

El bazo, es de forma redondeada y color café-rojizo, se lo conoce como el mayor órgano linfoide periférico se ubica al lado derecho de la unión entre el proventrículo y molleja, en lo que se refiere a las características histológicas, el bazo está compuesto de una pulpa blanca que posee linfocitos pequeños, medianos y grandes rodeados por células reticulares (Montalván, 2023).

El bazo aviar puede considerarse compuesto por dos tejidos: pulpa roja (con sangre que contiene sinusoides con cordones de linfocitos, macrófagos, granulocitos, células plasmáticas y mastocitos) y pulpa blanca (tejido linfoide compuesto por linfoblastos jóvenes, linfocitos, células dendríticas foliculares, y células reticulares) (Scanes, 2020).

Intestino delgado

Se compone de dos secciones principales, el asa duodenal y el íleon. Dentro del asa duodenal es el páncreas, que secreta jugos pancreáticos que contienen enzimas amilasa, lipasa y tripsina. Otras enzimas fundamentales en el proceso digestivo de

los azúcares y las proteínas son producidos y secretados por las paredes del ID. El ID es el sitio principal de absorción de nutrientes en el torrente sanguíneo y las células. En un ave adulta, el IG puede medir aproximadamente 140 cm de longitud (Cordeiro, 2019).

Ciego

Entre el ID y el IG hay dos bolsas llamadas ciego, cada ciego mide aproximadamente 15 cm de largo en el ave adulta. La función exacta de este compartimento aún no está bien definida, pero los estudios han concluido que el ciego poco tiene que ver con la digestión, solo participa en pequeñas funciones asociada a la absorción de agua (Cordeiro, 2019).

Estos ciegos suelen ser bastante largos y bien desarrollados, y están cubiertos por una red de largas vellosidades interdigitadas que filtran, como un tamiz, los fluidos y las pequeñas partículas que ingresan al colon desde el íleon. Esta estructura de malla de vellosidades solo se encuentra en aves. Los ciegos de las aves tienen un papel clave en la degradación y fermentación microbiana de carbohidratos, la síntesis microbiana de vitaminas y aminoácidos, la degradación de compuestos nitrogenados, el reciclaje de urea en aminoácidos y la absorción y el equilibrio del agua (Salem, y otros, 2023).

Intestino grueso

En el IG el íleon representa el último tracto funcional para absorber nutrientes, se distingue por la presencia de 2 bolsas con extremos ciegos llamadas ciegos en la unión del íleon y el colon y termina con un recto muy corto, que se extiende entre la unión ileocecal y la cloaca (Salem, y otros, 2023; Salem, Salaeh, Ragni, & Swelum, 2022; Salem, Salaeh, Ragni, & Swelum, 2022).

El IG es una extensión relativamente corta en relación al ID en el ave, midiendo unos 10 cm de largo en el ave adulta. Tiene el doble del diámetro del ID. Se extiende desde el final del ID hasta la cloaca. El IG participa en el proceso de reabsorción de agua, y al realizar este proceso ayuda a mantener el equilibrio hídrico en el organismo del ave y en todo su cuerpo (Cordeiro, 2019).

Duodeno

Duodeno se encuentra en forma de U en el cual este segmento se encuentra el páncreas un órgano de gran tamaño y el cual aporta una secreción ácida con un pH de 6.31 y se estima que en este segmento el jugo gástrico manifiesta su mayor poder (Nuñez, 2021).

Cloaca

El área bulbosa al final del tracto alimentario (desde la boca hasta el ano) se llama cloaca. Cloaca, en el sentido común, significa "alcantarilla común" y, en el caso de la gallina, los sistemas digestivo, urinario y reproductivo desembocan en la cloaca. Está en este compartimento por donde salen las heces, los huevos y la orina, y por donde el gallo deposita el esperma en la gallina, pero en diferentes orificios. Para facilitar la salida de los huevos y sellar los huevos presentes en la casa contra los microorganismos, en la cloaca hay una glándula que secreta un aceite esencial para las funciones antes mencionadas. Del mismo canal por el que se expulsan las heces también sale orina, por lo que las gallinas excretan orina y heces al mismo tiempo y por el mismo orificio (Cordeiro, 2019).

Ano

La abertura (ano) es la abertura externa de la cloaca. Su tamaño varía mucho en las hembras, dependiendo de si están produciendo o no huevos, ya que las hembras en producción tienen una abertura más dilatada para el paso del huevo, que es el feto del animal. Es a través de este orificio por donde pasan las heces y la orina (Cordeiro, 2019).

Las aves no presentan ano debido a que la cloaca es la cavidad final por donde salen las heces (Valladares, 2019).

2.13. Niveles de ph en el tracto digestivo de las aves

Tabla 4.

Niveles de ph

ORGANOS Y SECRECION	ph
Saliva	6,75
Buche	5 aprox.
Molleja	4,06
Duodeno	6,31
Yeyuno	7,04
Íleon	7,59
Ciego Derecho	7,08
Ciego Izquierdo	7,12
Colon	7,38

Fuente: (Valladares, 2019)

2.14. Órganos digestivos suplementarios

Ciertos órganos están estrechamente asociados con la digestión en las aves, ya que sus secreciones en el tracto gastrointestinal ayudan en los procesos de descomposición y absorción del material alimenticio. Se los conoce como órganos adjuntos suplementarios y apéndices del sistema digestivo (Cordeiro, 2019)

Páncreas

El páncreas se encuentra dentro del llamado asa duodenal del ID. Es un órgano que secreta enzimas hacia el duodeno a través de los conductos pancreáticos. Estas enzimas ayudan en la digestión de almidones, lípidos y proteínas. Las enzimas,

también conocida como jugos pancreáticos neutralizan la condición ácida creada en el proventrículo (Cordeiro, 2019).

Hígado

El hígado está formado por dos lóbulos grandes. Entre las funciones del hígado se encuentra la secreción de bilis, un líquido de color amarillo verdoso ligeramente pegajoso que contiene ácidos biliares. Estos ácidos ingresan al ID en el extremo inferior del duodeno y ayudan en la digestión de las grasas (lípidos). Las secreciones biliares no contienen enzimas digestivas. Su función principal está asociada a neutralizar la condición acida y ayudar a digerir las grasas formando emulsiones. Además, el hígado participa en el metabolismo de las grasas, las proteínas y los carbohidratos (Cordeiro, 2019).

Vesícula Biliar

Mientras que el pollo tiene vesícula biliar, otras aves no. Como se mencionó anteriormente, en la sección del hígado, se utilizan, los conductos biliares para transferir la bilis del hígado a los intestinos. El conducto derecho a través del cual pasa la mayor parte de la bilis y se almacena temporalmente, se agranda y forma la vesícula biliar. El conducto izquierdo es más pequeño, por lo que sólo una pequeña cantidad de bilis pasa a través de él directamente hacia los intestinos (Cordeiro, 2019).

2.15. Necropsia en aves

Para asegurar una evaluación exhaustiva y evitar el pasar por alto lesiones significativas que contribuyen a la determinación de un diagnóstico final, se realiza un análisis detallado de los órganos y tejidos del difunto. Este análisis tiene como objetivo establecer la causa del fallecimiento, el nivel de cualquier enfermedad o lesión presente, o cualquier condición patológica que no fue identificada antes del deceso. Además, este procedimiento permite la recolección de muestras apropiadas para llevar a cabo exámenes de microbiología, serología, histopatología o incluso pruebas que involucren la inoculación en animales. La identificación y el examen de los cambios morfológicos en el cuerpo son cruciales para distinguir entre diferentes procesos patológicos, como infecciones, cánceres y anomalías en el desarrollo. Es esencial tener un conocimiento profundo de la anatomía normal de la

especie en cuestión para interpretar correctamente los hallazgos patológicos durante la autopsia (Rodriguez, 2023).

2.15.1. Equipo de protección

- **Filipina, mandil, mascarillas, guantes, gorros:** Diseñados para proteger a las personas de un área específica donde se trabaja con sustancias o fluidos biológicos, evitando que quien está manipulando la sustancia tenga contacto directo con ella (Canarias, 2020).

2.15.2. Materiales y equipos

- **Asa de platino:** Utilizado principalmente en microbiología para la inoculación de medios de cultivo para microorganismo.
- **Equipo de disección:** Elementos necesarios para llevar a cabo disecciones, consta de materiales y equipo que le permiten limitar los tiempos quirúrgicos en el cadáver.
- **Hojas de bisturí:** Instrumento de uso quirúrgico de hoja fina, puntiaguda, de uno o dos cortes, para realizar cualquier tipo de corte o incisión óptimo, para realizar procedimientos de cirugía, disecciones anatómicas, autopsias y vivisecciones, aunque también se puede utilizar para otros usos en los laboratorios clínicos.
- **Balanza:** Equipo que se encarga de medir la masa que se encuentra en un cuerpo físico.
- **Bandeja de vidrio:** Se utilizan para la realización de test.
- **Cooler:** Para el transporte de productos biológicos que requieran aislamiento físico, como muestras biológicas, especies de microorganismos patógenos (virus), sangre, etc.
- **Fundas de basura:** Diseñadas específicamente para cumplir con los rigurosos requisitos y estándares de los entornos de laboratorio para manejar los desechos de manera segura y eficiente.
- **Gel refrigerante:** Producto desarrollado para mantener la cadena de frío en la Fase de transporte: de alimentos, medicinas, vegetales y otros productos termo sensibles, está fabricado en base a coloides hidrófilos orgánicos.

- **Laminillas porta y cubre objetos:** Utilizada para almacenar muestras y objetos con el fin de observarlas bajo el microscopio.
- **Lupa:** Sirve para aumentar o acercar nuestra vista al tamaño de un objeto u organismo.
- **Marcador permanente:** Marcador diseñado para marcado preciso y final sobre superficies lisas y transparentes, como placas de microscopio, tubo de ensayo, etc.
- **Microscopio eléctrico:** Permite el estudio a nivel ultraestructural de material biológico (células y tejidos tanto animales como vegetales).
- **Palillos de dientes:** Útil para la toma de muestras en el laboratorio.
- **Pie de rey o calibrador:** Permite observar hasta las divisiones milimétricas que, por ejemplo, no se reflejan en una regla convencional.
- **Placas petri:** Instrumento de cristal o plástico transparente utilizado para poder observar diferentes tipos de muestras tanto biológicas como químicas.
- **Toallas de mano papel:** Importante no utilizar las toallas de uso común para este fin, ya que son un caldo de cultivo para los gérmenes y pueden conducir a la transmisión de gérmenes de un usuario a otro, absorben no sólo la humedad sino también los gérmenes de las manos. La ventaja es que las toallas desechables se eliminan inmediatamente para que los gérmenes no puedan volver al ambiente.
- **Vidrios de reloj:** Sirve para contener y pesar sustancias químicas, evaporación y cristalización como para mezcla y separación de líquidos (Innovación en Formación Profesional, 2023).

2.15.3. Reactivos

- **Agua destilada:** Elemento muy utilizado en el laboratorio y se caracteriza por tener un mínimo o nada de minerales.
- **Desinfectante:** Sustancias que se emplean para destruir los microorganismos o inhibir su desarrollo, y que ejercen su acción sobre una superficie inerte u objeto inanimado.
- **Lugol:** Reactivo para teñir el glucógeno y para hacer más visibles los núcleos de los protozoarios (Innovación en Formación Profesional, 2023).

2.16. Técnica de necropsia

La necropsia adquiere una importancia crítica en la clínica de aves por las siguientes razones:

El objetivo del procedimiento es sacrificar a las aves lo más pronto, posible y que éstas no sufran durante el proceso. Dado que las aves son susceptibles a diversas enfermedades que pueden propagarse rápidamente en la parvada y cuyo diagnóstico diferencial resulta complicado, es imperativo utilizar el método más directo para obtener un diagnóstico preciso (Instituto Colombiano Agropecuario, 2021).

Cualquier método para sacrificar a un animal, incluyendo los usados en mataderos o rastros no debe causar dolor, angustia, o poner en peligro a quien la realiza, debe ser confiable, seguro y sencillo de realizar, si es posible tener un costo económico bajo (Majó & Dolz, 2022).

2.16.1. Método del corte ventral del cuello

Corte profundo horizontal en el músculo del cuello, parte frontal y ambos lados de la garganta, justo debajo del hueso de la mandíbula, método fiable para cortar ambas arterias carótidas y ambas venas yugulares, en todas las especies. Un CVC hace sangrar rápidamente a las aves, lo que beneficia a su bienestar y la calidad de la carne (Barbut, 2021).

2.17. Procedimiento de la necropsia

2.17.1. Sitio

La descripción que sigue es un protocolo de necropsias diseñado para aves de corral y es apropiado para llevarse a cabo en un laboratorio de diagnóstico, e incluye los pasos para la recolección de muestras destinadas a estudios subsiguientes (Majó & Dolz, 2022).

- La necropsia se realizará en la sala destinada para este propósito, la cual debe estar equipada con una fuente constante de luz, suministro de agua, gas y un sistema de drenaje especial. Además, se requiere mantener una temperatura ambiental de 18 a 25 ºC, mantener un nivel mínimo de contaminantes y restringir el acceso únicamente al personal autorizado (Majó & Dolz, 2022).

2.17.2. Asepsia

- Desinfectar la mesa de necropsias y cubrir el área de trabajo con papel desechable y colocar dos mecheros encendidos en el área de trabajo.
- Preparar el instrumental y material necesario para la necropsia y toma de muestras según el sistema a valorar sea en campo o laboratorio, y colocarlo en el área de trabajo:
- Se mojan los cadáveres con una solución jabonosa, para evitar que las plumas se desprendan y vuelen al aire pudiendo contaminar el área de trabajo. Se debe evitar que la solución jabonosa penetre por los orificios naturales de las cavidades oral y nasal (Gutiérrez, 2020).

2.17.3. Examen físico post mortem

- Se colocan los cadáveres en posición decúbito dorsal, con los miembros inferiores hacia el extremo libre del área de trabajo donde se encuentra el prosector.
- Se hace la inspección externa del cadáver en dirección antero posterior y dorso ventral, revisando el estado de carnes, el grado de pigmentación, la piel, las mucosas, las faneras como las crestas y las barbillas, así como los cojinetes plantares.
- Durante la inspección externa se puede detectar la presencia de tumores, abscesos, abrasiones, cambios de coloración de la piel, condiciones anormales del pico, úlceras en la mucosa oral, evidencias de canibalismo, diarrea, costras, descargas nasales y respiratorias, exudado conjuntival, grado de deshidratación, estado del plumaje o deformaciones corporales (Majó & Dolz, 2022).

2.17.4. Corte

- Se hace una incisión cortando la piel desde la parte ventral del pico hasta la punta del esternón, por la línea media y continuarla por ambos lados hasta las piernas por la parte ventral. A partir de la incisión, separar la piel del tejido subcutáneo hacia ambos lados, hasta exponer los órganos cervicales y las masas musculares de tórax, abdomen y piernas.
- Se desarticula la articulación coxofemoral de ambas piernas haciendo tracción hacia arriba hasta liberar la cabeza del fémur de su acetábulo.

- Se revisa por inspección y palpación el timo y la porción externa cervical de tráquea y esófago. En este momento si es necesario se puede abrir una porción de la tráquea en dirección longitudinal para colectar muestras para aislamiento microbiológico con un hisopo.
- Se realiza una segunda incisión para exponer las vísceras, cortando con las tijeras de necropsias los huesos pectorales desde la punta del esternón, hacia ambos lados de la pechuga, en dirección caudo craneal hasta la articulación clavicular, desprender las articulaciones de un lado y desplazar la pechuga hacia arriba para exponer la cavidad toracoabdominal. El corte central se continua desde la punta del esternón a través de la pared abdominal ventral hacia la cloaca. Observar los órganos in situ, las serosas y sacos aéreos, y la presencia de líquidos o exudados en las cavidades (Majó & Dolz, 2022).

2.17.5. Recolección de muestras

- Se seleccionan y recolectan las muestras para estudios microbiológicos: Con el fin de evitar contaminación, antes de manipular los órganos y tejidos dentro de las cavidades, se deben seleccionar y recolectar las muestras para bacteriología en caso necesario, de acuerdo a los datos de la Historia Clínica y a los estudios requeridos; estas muestras deben tomarse en condiciones de esterilidad.
- Las muestras para aislamiento de microorganismos pueden ser tomadas por la disección de una porción del tejido.
- Para colectar muestras de órganos con un hisopo estéril, se debe flamear con la espátula al rojo la superficie del órgano en el caso de órganos parenquimatosos, o la pared en el caso de órganos tubulares.
- Cortar con tijeras la superficie o la pared del órgano, introducir el hisopo en la abertura, girándolo sobre su eje mayor. Se puede usar el mismo hisopo para muestrear hasta 10 aves, siempre y cuando la muestra proceda del mismo órgano.
- El hisopo con la muestra puede ser colocado en tubos con medio de transporte o puede ser sembrado mediante una estría primaria sobre la superficie del medio de cultivo contenido en cajas de Petri, según sea el caso.

- Para colectar porciones de órganos para aislamiento viral y/o bacteriano, se puede cortar una porción del órgano con pinzas y tijeras estériles o flameadas y colocarla en cajas de Petri estériles o en bolsas plásticas estériles con cierre hermético, tipo whirl-pakMR, que son prácticas, y permiten la recolección y transporte de las muestras de tejidos sin que sufran deshidratación.
- Las muestras de órganos para estudios microbiológicos se pueden trabajar en mezclas de hasta 10 aves, por lo que los órganos se pueden agrupar en grupos de 10 en las cajas de Petri.
- Se pueden colocar en la misma caja de Petri las muestras de órganos internos donde no hay flora bacteriana normal, como tráquea, pulmón, hígado, bazo, riñón y corazón.
- Las muestras del tracto digestivo, como las tonsilas cecales, deben colocarse por separado, en una caja de Petri exclusiva para dichas muestras; las muestras de intestino deben ser enviadas sin abrir, ligando ambos extremos con un cordel, en una caja de Petri exclusiva para dichas muestras.
- Las muestras de encéfalo deben colocarse en una caja de Petri exclusiva para dichas muestras (Majó & Dolz, 2022).

2.17.6. Revisión por Aparatos y Sistemas

Después de la recolección de muestras para estudios microbiológicos, se procede a la revisión macroscópica de las aves por aparatos y sistemas. Antes de separar los órganos se debe revisar el estado de las serosas y de los sacos aéreos.

- Para la revisión por Aparatos y Sistemas, se debe exponer la cavidad oral cortando una de las comisuras del pico hasta la faringe, para revisar cavidad oral y faringe.
- Separar tráquea de esófago y cortar éste en su inserción con la faringe.
- Separar por tracción suave el esófago junto con el buche, proventrículo, molleja, hígado, bazo e intestinos, sin cortar en la parte inferior del intestino grueso.
- Sin separar, se abre longitudinalmente la laringe y la tráquea hasta la bifurcación bronquial, revisar su contenido y mucosa; posteriormente se corta la unión de la faringe con la laringe y extraer el aparato respiratorio junto con el corazón.

- Se revisan los pulmones externamente y por medio de cortes transversales a través del parénquima, recolectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario.
- Se revisa el corazón externamente, cortar el pericardio y abriendo las cavidades cardiacas, hacer cortes transversales a través del miocardio, colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario.
- Se revisa externamente y mediante cortes transversales el hígado y el bazo, colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario.
- Antes de separar el peritoneo se revisa en páncreas y se toman muestras en caso de ser necesario.
- Posteriormente se corta la pared del tubo digestivo de forma longitudinal a todo lo largo del tracto digestivo, desde el esófago hasta el recto, para revisar el contenido y la superficie interna de cada porción.
- En el caso de la molleja hay que separar la capa cornea de la mucosa subyacente.
- Revisar externa e internamente el duodeno, el yeyuno, el íleon y los ciegos.
- Se pueden colectar muestras para estudios histopatológicos y parasitológicos en caso de ser necesario.
- Hacer tracción hacia atrás al intestino grueso para exponer y revisar la bolsa de Fabricio; disecar la bolsa y abrirla con un corte transversal para revisarla internamente, colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario.
- El timo se revisa externamente, por medio de cortes transversales y se toman muestras en caso necesario.
- En el caso de las gallinas en producción, separar el ovario junto con el oviducto y extraer sin cortar hasta su inserción inferior.
- Cortar el ovario y revisarlo, tomando muestras en caso necesario.
- Posteriormente cortar el oviducto por la luz y revisar el contenido y la mucosa; colectar muestras en caso necesario.
- En el caso de los machos reproductores, revisar los testículos externamente y por medio de cortes transversales.
- Se revisan los riñones in situ y se extraen de la cavidad pélvica por el corte de los ligamentos centrales, extraer con tracción suave y revisar externamente y

mediante cortes transversales, colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario.

- Se revisa el plexo lumbo sacro después de la extracción de los riñones.
- Se exponen los nervios ciáticos por disección de las masas musculares femorales; revisar por inspección visual y palpación, colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario.
- Para revisar el encéfalo se desprende la piel de la cabeza y cuello, desarticular la articulación atlanto occipital, hacer dos cortes laterales a través de los huesos del cráneo, desde el agujero magno, hasta la comisura externa de cada ojo, hacer un corte transversal uniendo las comisuras oculares.
- Se levanta la tapa del cráneo y cortar y separar las meninges hacia ambos lados.
- El encéfalo se extrae completo cortando los nervios craneales de la base del cráneo de adelante hacia atrás, hasta desprender cerebro, cerebelo y médula oblongada.
- Se revisa el encéfalo externamente; colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario. Se revisa externamente las articulaciones, principalmente la tibiofemoral y la tibiotarsiana.
- Se diseca y se revisan los ligamentos y tendones que pasan por el tarso, se abre la articulación y revisar las superficies articulares y el líquido articular; colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario.
- Se diseca el hueso tibiotarso y abrir las epífisis con cortes oblicuos, revisar los cartílagos de osificación y las líneas de crecimiento óseo.
- Disecar el fémur y abrir longitudinalmente, revisar médula ósea; recolectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario.
- Revisar externamente y por medio de cortes las masas musculares.
- Finalmente se revisan los ojos, oídos y cavidad nasal por medio de cortes; colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario (Majó & Dolz, 2022).

2.17.7. Eliminación de los desechos de la necropsia

- Después de terminar la necropsia, se deben recolectar los restos de los tejidos, que se pueden envolver en el papel desechable de la mesa de trabajo, todos los

desechos se colocan en una bolsa de plástico, la bolsa se cierra y se elimina por incineración. Posteriormente se debe lavar, enjuagar y desinfectar cuidadosamente los instrumentos utilizados, la mesa de necropsias y la jaula donde estuvieron las aves antes de su sacrificio (Ramírez, Herrera, Navarro, & Zamora, 2019).

2.17.8. Registro e interpretación de los hallazgos de necropsias

- Las observaciones de la necropsia deberán quedar registradas en una bitácora de Necropsias, incluyendo el tipo y el número de muestras colectadas y los análisis de laboratorio solicitados.
- Se emite un Diagnóstico Morfológico Postmortem de acuerdo a los hallazgos de necropsia mencionando en forma de lista y en orden de importancia las lesiones morfológicas más importantes mencionando el tipo de lesión, distribución, curso y grado de severidad.
- Las lesiones son identificadas por criterios morfológicos de acuerdo a los preceptos de la Patología Veterinaria. Ejemplo:

Aerosaculitis caseosa difusa severa.

Traqueítis mucosa difusa severa con congestión de la mucosa.

Artritis supurativa tarsal (Ramírez, Herrera, Navarro, & Zamora, 2019).

2.17.9. Finalización

- Después de analizar los datos de la Historia Clínica y el Diagnóstico Morfológico Postmortem obtenido en la necropsia se puede emitir un Diagnóstico Presuntivo mencionando la(s) enfermedade(s) que pueden estar causando el problema.
- Los Diagnósticos Presuntivos se podrán modificar de acuerdo con los resultados de las pruebas de laboratorio realizadas.
- En el Ejemplo Anterior, el Diagnóstico Presuntivo sería: “Los datos de la Historia Clínica y el Diagnóstico Morfológico Postmortem son compatibles con un cuadro de Micoplasmosis Aviar con infección bacteriana secundaria” (Majó & Dolz, 2022).

CAPITULO III

3. MARCO METODOLÓGICO

3.1. Ubicación de la investigación

- **Localización de la Investigación**

País	Ecuador
Provincia	Tungurahua
Cantón	Pelileo

Fuente: Información obtenida del GAD Pelileo, 2022

- **Situación geográfica y edafoclimática**

PARÁMETROS CLIMATICOS	VALORES
Altitud	2700 msnm.
Latitud	1°19′39″ S, 78°32′27″ O
Temperatura máx.	25 ºC
Temperatura min.	-5ºC

Fuente: Información obtenida del GAD Pelileo, 2022

- **Zona de vida**

Esta región corresponde a la formación de bosque seco Montano Bajo (b.h.MB.), según la clasificación ecológica de Leslie Holdridge, con una precipitación entre 1000 y 2000 mm.

3.2. Metodología

3.2.1. Material experimental

70 aves criollas (aparato digestivo)

3.2.2. Factores en estudio

Esta investigación se desarrolló en 7 parroquias rurales del Cantón Pelileo-Tungurahua, realizando la necropsia en 70 aves criollas de campo (10 por parroquia, seleccionadas al azar) para determinar parásitos gastrointestinales y lesiones de la mucosa según los objetivos planteados.

El factor importante para el estudio fue exclusivamente el aparato digestivo de las aves y la muestra de heces fecales para el respectivo análisis coproparasitario.

3.2.3. Tipo de diseño experimental o estadístico

En esta investigación se empleó un análisis estadístico descriptivo que nos permitió caracterizar el objeto de estudio es decir nos permitió investigar la presencia de parásitos en aves criollas post mortem

3.2.4. Tipos de análisis

Los datos se analizaron con el programa Microsoft Excel, calculando frecuencias absolutas y relativas (porcentajes) y presentando los resultados en tablas y gráficos. Además, se estimó los medios para describir la carga parasitaria por especie de parásito. El análisis fue de tipo descriptivo, enfocado en la distribución y magnitud de las parasitosis gastrointestinales en las aves muestreadas. Se tomó en cuenta la población (μ), la muestra (n), para calcular el promedio

Procedencia: Se procedió a revisar las fichas para identificar de que parroquia procede cada ave.

Para este estudio las 70 aves criollas previo a su respectivo análisis provinieron de siete parroquias (10 aves por parroquia) pertenecientes al Cantón Pelileo- Provincia de Tungurahua, los datos recolectados se les tomó ante mortem.

Sexo: Se determinó mediante la observación de sus características fenotípicas si es macho (gallo) o hembra (gallina).

Edad: Se precisó según sus características fenotípicas en jóvenes y adultas: las aves adultas presentaron las siguientes características; si la cresta y barbilla están pálidas y arrugadas, las patas tendrán una coloración grisácea y cubierta por una especie de escama, el pico y las uñas serán desgastadas más largas y anchas al igual

que el espolón estará desgastado y rugoso, el plumaje es hirsuto y sin brillo mientras que las aves jóvenes presentaran características contrarias.

Peso: Se obtuvo utilizando una balanza manual expresada en kilos en la cual fueron pesadas las aves individualmente.

Localización del parasito: Durante la necropsia se consideró la anatomía del aparato digestivo, se aplicó la técnica descrita anteriormente y se identificó el lugar anatómico de cada uno de los órganos que se encuentre afectado.

Tipo de parasito: Se realizó mediante exámenes macroscópicos y microscópicos determinando características del adulto y de los huevos.

Carga parasitaria: Se determinó macro y microscópicamente el número de parásitos, así como el número de huevos del parásito por campo óptico

Tamaño del parasito: Se midió con el pie de rey (calibrador) en tenias, registrándose en cm y mm. Los huevos y ooquistes no se midieron por su tamaño microscópico, observándose únicamente características morfológicas generales al microscopio.

Característica de la mucosa intestinal: Se valoró el tracto digestivo a través del diagnóstico de coccidiosis que se hace en base a los signos y lesiones intestinales macroscópicas con la técnica de lectura de Johnson & Reid (Anexo 5).

Examen coproparasitario

Se recolectó las muestras y se envió al laboratorio de la Universidad Estatal de Bolívar en el cual se realizó el examen coproparasitario bajo la técnica de flotación.

Todos estos datos fueron anotados en la ficha clínica tanto en el trabajo de campo como en el laboratorio.

3.2.5. Manejo del experimento

Se completaron las fichas clínicas consultando a los propietarios sobre lugar de procedencia, edad y sexo de las aves. Simultáneamente, se realizó examen físico completo (peso en pie y evaluación general desde el pico hasta los dedos), documentando tipo e intensidad de signos clínicos: respiratorios, pérdida de peso,

ataxia, temblores, cambios en heces, diarrea, plumaje erizado, anorexia, tortícolis, anemia, deshidratación y debilidad

Una vez evaluados estos parámetros, las aves se trasladaron al lugar de sacrificio. Previamente se realizó examen coproparasitario utilizando indumentaria de protección, guantes y paletas de madera. Se recolectaron muestras de heces frescas del suelo, evitando contaminación cruzada, y se depositaron en fundas individuales de muestreo. Las muestras se rotularon, sellaron y refrigeraron en cooler con gel.

Posteriormente, se sacrificó a las aves mediante corte cervical ventral con sangrado controlado (2-3 min), confirmando su muerte por ausencia de reflejo corneal y respiración. Bajo condiciones asépticas, se realizó incisión cutánea (pico-esternal), disección subcutánea bilateral y desarticulación coxofemoral para extraer íntegramente el tracto gastrointestinal, que se colocó en bandeja de vidrio, individualizó en fundas selladas y rotuladas.

Las muestras de heces y tracto digestivo se colocaron en un cooler con gel refrigerante para preservar su integridad y evitar contaminación durante el transporte. Posteriormente, se enviaron al Laboratorio de Parasitología de la Universidad Estatal de Bolívar dentro de las 24 horas.

El laboratorio se mantuvo en condiciones asépticas para prevenir contaminación de las muestras. Se inició el procesamiento utilizando la vestimenta de bioseguridad requerida (gorro, mascarilla, guantes de látex, filipina y mandil), junto con caja de disección.

Para localizar parásitos, se seccionaron longitudinalmente los órganos del tracto digestivo con tijeras Mayo y bisturí. Los parásitos adultos se extrajeron con pinza hemostática, se colocaron en cajas Petri y se midieron (longitud) con calibrador (pie de rey). Según sus características morfológicas, se clasificaron en nematodos, cestodos o protozoarios.

Los parásitos microscópicos se detectaron mediante técnica de flotación: se homogeneizaron 1 g de heces con 10 ml de solución salina en vaso desechable, transfiriendo la suspensión a un tubo de ensayo hasta formar un menisco convexo. Se colocó cubreobjetos en contacto directo, reposando 15 minutos en posición vertical. El cubreobjetos se montó sobre el portaobjetos para la lectura microscópica

(10× para helmintos, 40× para protozoos), identificando quistes, huevos y larvas. La carga parasitaria se calculó en huevos por gramo de heces.

La mucosa gastrointestinal se examinó minuciosamente con lupa en sitios parasitados, registrando lesiones, moco y fibrina mediante la escala de Johnson & Reid (0=normal; 4=severidad máxima).

Los hallazgos (alteraciones gastrointestinales y parásitos identificados) se registraron en hojas de datos. Al finalizar la necropsia, los restos viscerales se envolvieron en papel desechable, se colocaron en bolsas plásticas y se descartaron. Los instrumentos, mesa de necropsia, se lavaron, enjuagaron y desinfectaron. Finalmente, se realizó análisis estadístico de los resultados obtenidos.

CAPITULO IV

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

4.1.1. Examen coproparasitario ante mortem

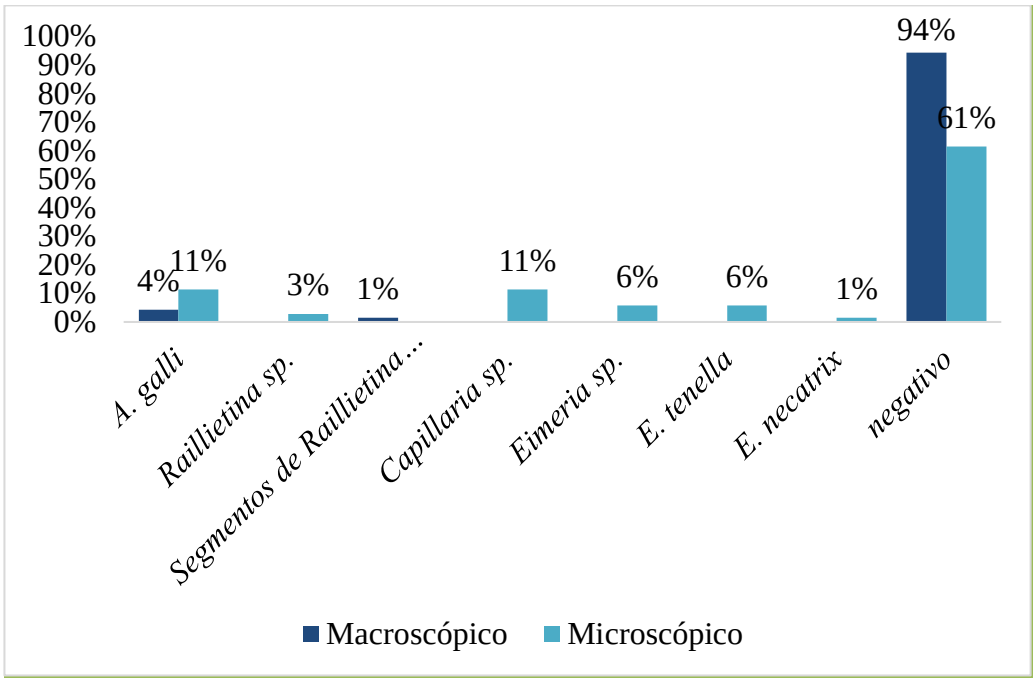
Tabla 5.

Géneros parasitarios determinados en la investigación

Género	Macroscópico		Microscópico	
	f	%	f	%
A. galli	3	4%	8	11%
Raillietina sp.	0	0%	2	3%
Segmentos de *Raillietina sp.*	1	1%	0	0%
Capillaria sp.	0	0%	8	11%
Eimeria sp.	0	0%	4	6%
E. tenella	0	0%	4	6%
E. necatrix	**0**	0%	1	1%
negativo	66	94%	43	61%
Total	**70**	**100%**	**70**	**100%**

Figura 2.

Géneros parasitarios determinados en la investigación



A razón de los exámenes coproparasitarios, los resultados evidenciaron la presencia de parasitosis gastrointestinales en gallinas criollas, macroscópicamente 4 muestras positivas (6 %), identificándose principalmente *A. galli* con 4% y 66 negativas (94 %). En cambio, el análisis microscópico evidenció 27 muestras positivas (39 %), sobresaliendo *A. galli* y *Capillaria sp*. 11 % respectivamente, así como coccidias del género Eimeria (13 %).

Estos valores difieren de lo reportado por Espinoza, (2019) quien encontró una mayor prevalencia de coccidias (51,28 %); sin embargo, en el presente estudio *Capillaria sp.* presentó una frecuencia superior, mientras que *Heterakis gallinarum* no fue detectada, lo que podría estar relacionado con diferencias en las condiciones de manejo y ambiente.

4.1.2. Sexo

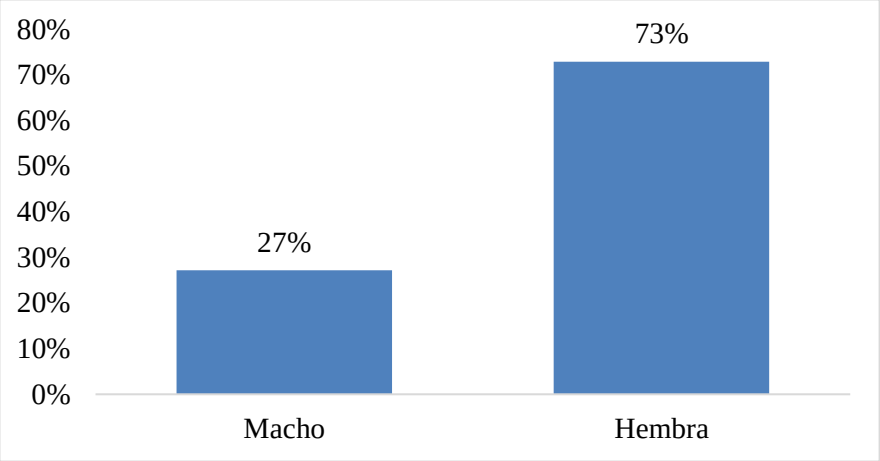
Tabla 6.

Sexo de las aves

Sexo	Frecuencia	Porcentaje
Macho	19	27%
Hembra	51	73%

Figura 3.

Sexo de las aves



Con respecto a la variable sexo, las hembras predominan en la muestra (51 gallinas, 73%; 19 gallos, 27%), en el cual nuestro estudio confirma el patrón reportado por

Estrada et al. (2023), donde "según los productores, el mayor número de gallinas en la parvada se debe a su objetivo de aumentar tanto la producción de huevo como de pollitos", reflejando objetivos productivos similares en sistemas criollos.

4.1.3. Edad

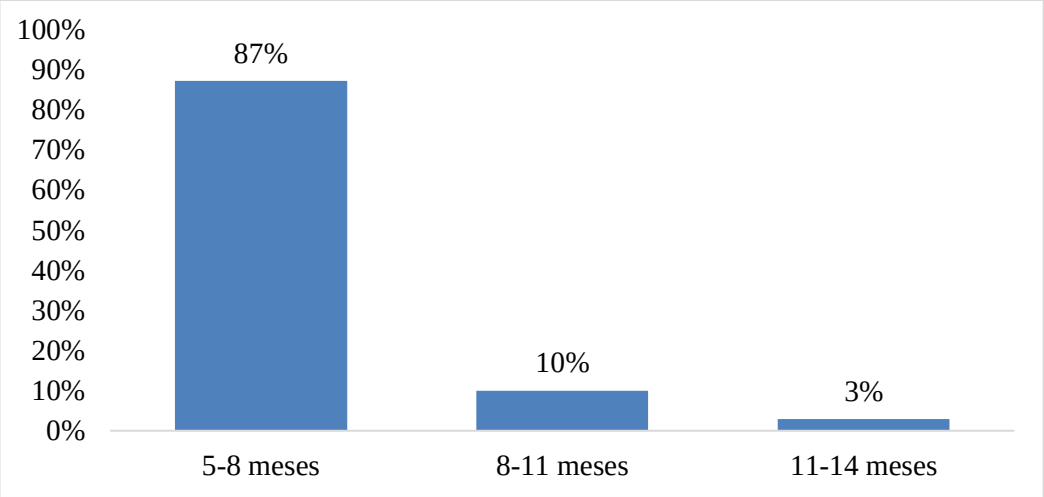
Tabla 7.

Edad de las aves

Edad	Frecuencia	Porcentaje
5-8 meses	61	87%
8-11 meses	7	10%
11-14 meses	2	3%

Figura 4.

Edad de las aves



En relación a la edad, podemos identificar que, de la muestra estudiada, la mayoría de las aves se encontraba en el rango de 5–8 meses de edad (87%), mientras que solo un 10% correspondía a 8–11 meses y un 3% a 11–14 meses. Este predominio de aves jóvenes podría explicarse porque las familias con aves de traspatio suelen vender las de mayor demanda comercial (jóvenes) y sacrificar las de 11–14 meses para autoconsumo, prácticas comunes en sistemas de aves de corral en Ecuador. Dado que no se hallaron investigaciones con distribución etaria similar, estos resultados aportan una aproximación descriptiva inicial para este contexto y justifiquen estudios futuros con muestras más amplias y equilibradas por rangos de edad.

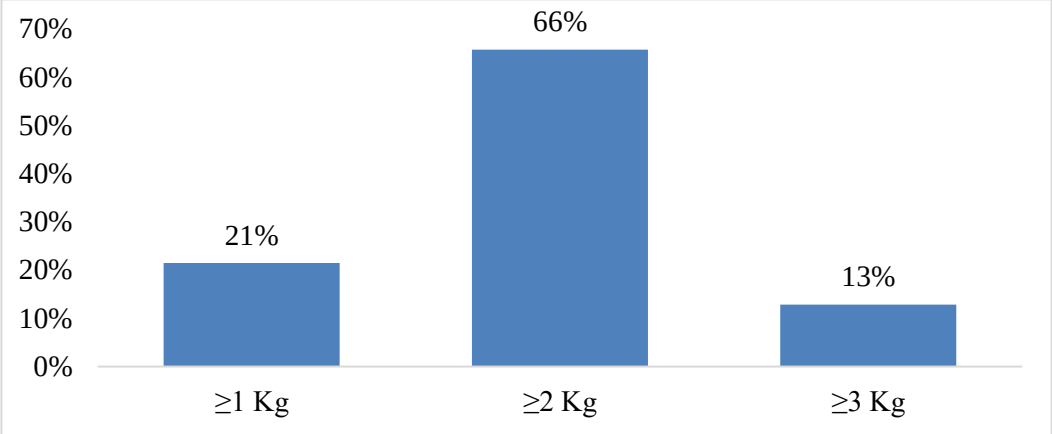
4.1.4. Peso

Tabla 8. Peso de las aves

Peso	Frecuencia	Porcentaje
≥1 Kg	15	21%
≥2 Kg	46	66%
≥3 Kg	9	13%

Figura 5.

Peso de las aves



En cuanto al peso corporal de las aves evaluadas mostraron que la mayor proporción correspondió al rango de ≥ 2 kg, representando el 66 % del total, mientras que el 21 % presentó un peso ≥ 1 kg y solo el 13 % alcanzó pesos ≥ 3 kg. Estos resultados evidencian que la mayoría de las aves se concentran en un peso intermedio, característico de gallinas criollas criadas en sistemas de traspatio. El predominio de aves con pesos cercanos a 2 kg podría asociarse al manejo extensivo y a la disponibilidad variable de alimento propia de los sistemas de traspatio, mientras que la baja proporción de aves con pesos ≥ 3 kg podría deberse a limitaciones nutricionales y selección temprana para consumo. El peso corporal actúa como un indicador indirecto del estado general de las aves; sin embargo, la comparación de estos resultados se ve limitada por la escasa información disponible sobre gallinas criollas, ya que la mayoría de estudios se centran en líneas comerciales.

4.1.5. Localización del parásito

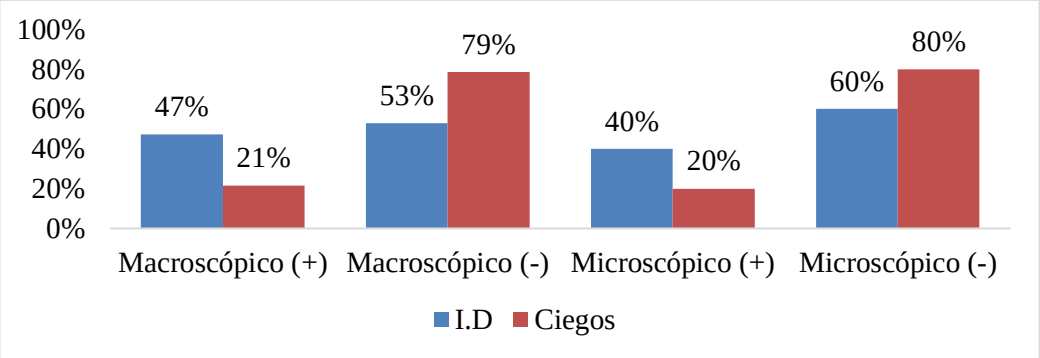
Tabla 9.

Localización del parásito

Localización		Macroscópico (+)		Macroscópico (-)		Microscópico (+)		Microscópico (-)	
		f	%	f	%	f	%	f	%
I.D	MUESTRAS	33	47%	37	53%	28	40%	42	60%
Ciegos		15	21%	55	79%	14	20%	56	80%
Total	70								

Figura 6.

Localización del parásito



Se valoró Post mortem el tracto gastrointestinal de aves criollas, (10 muestras por parroquia) para el respectivo análisis. En lo referente a la localización revela al I. delgado como reservorio principal de parásitos (47% positivos macroscópicos vs 40% microscópicos), a diferencia de los ciegos con 21% positividad macroscópica y un 21% microscópicamente, se demuestra que nuestros resultados son similares a los observados en un estudio realizado Emshiheet et al. (2024), en el cual reportaron en pollos locales de mercados en Misurata, Libia, un 22.1% de casos positivos macroscópicos en los ciegos, comparando con la tabla del presente estudio, los ciegos muestran un 21% de casos macroscópicos positivos, un dato consistente que valida la prevalencia observada en diferentes regiones y poblaciones de aves locales. Esta similitud sugiere que las aves de traspatio o criollas en ambas regiones podrían estar expuestas a condiciones ambientales y sanitarias similares que favorecen la infestación por parásitos gastrointestinales macroscópicos, especialmente en ciegos.

Otra investigación de Maina et al. (2017), reportaron un 25.9% de casos positivos a helmintos gastrointestinales en el intestino delgado y un 5.3% en los ciegos de pollos camperos. Además, señalaron que el 33% de las muestras analizadas resultaron positivas en la evaluación microscópica, aunque no especificaron el órgano exacto afectado.

4.1.6. Tipo de parásito

Tabla 10.

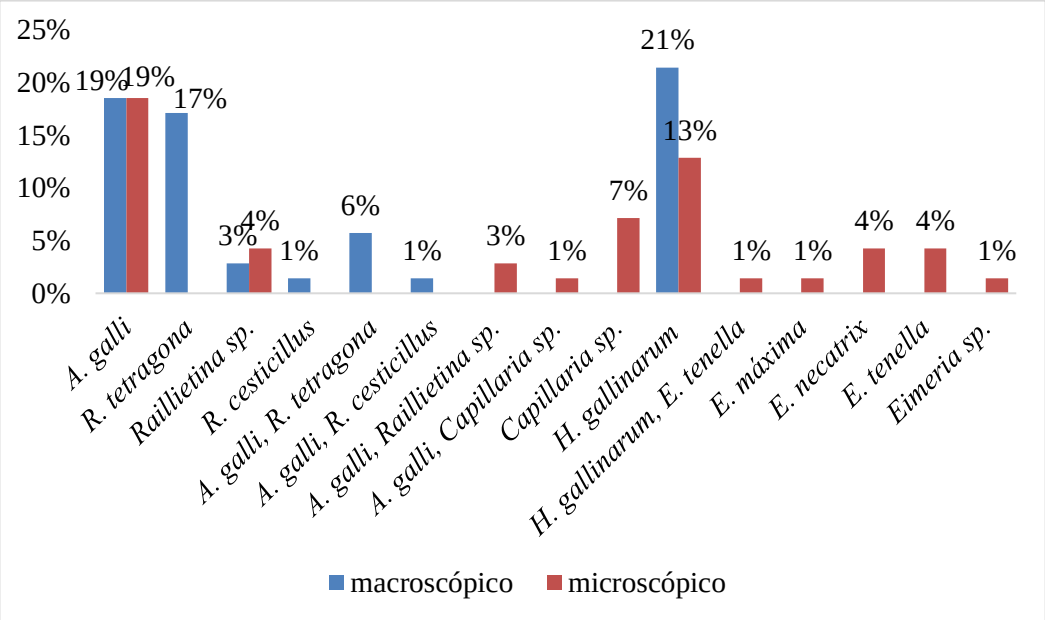
Prevalencia macroscópica y microscópica según el tipo de parásito en el intestino delgado y ciegos

Género		Macroscópico		Microscópico	
		f	%	f	%
A. galli	MUESTRAS	13	19%	13	19%
R. tetragona		12	17%	0	0%
Raillietina sp.		2	3%	3	4%
R. cesticillus		1	1%	0	0%
A. galli, R. tetragona		4	6%	0	0%
A. galli, R. cesticillus		1	1%	0	0%
A. galli, Raillietina sp.		0	0%	2	3%
A. galli, Capillaria sp.		0	0%	1	1%
Capillaria sp.		0	0%	5	7%
H. gallinarum		15	21%	9	13%
H. gallinarum, E. tenella		0	0%	1	1%
E. máxima		0	0%	1	1%
E. necatrix		0	0%	3	4%
E. tenella		0	0%	3	4%
Eimeria sp.		0	0%	1	1%
Total	**70**				

Nota**:** De acuerdo con los resultados observados en la tabla, los géneros: *Heterakis gallinarum, Heterakis gallinarum y Eimeria tenella* macroscópica y microscópicamente fueron detectados únicamente en los ciegos y no en el intestino delgado de las aves analizadas, lo que concuerda con su localización anatómica habitual descrita en la literatura especializada.

Figura 7.

Prevalencia macroscópica y microscópica según el tipo de parásito en el intestino delgado y ciegos



Según el tipo de parásito, el examen macroscópico evidenció una prevalencia de 19% para *Ascaridia galli*, 17% para *Raillietina tetragona* y 21% para *Heterakis gallinarum*, valores inferiores a los reportados por Puttalakshmamma et al. (2008), quienes encontraron 80% de *R. tetragona*, 91.4% de *A. galli* y 4.3% de *H. gallinarum* en aves criollas positivas.

Las diferencias en prevalencia pueden deberse a variaciones metodológicas, ambientales, tamaño muestral o presencia de huéspedes intermediarios (escarabajos, hormigas) en entornos de aves criollas, facilitando ciclos parasitarios. Ambos estudios coinciden en infecciones mixtas, aunque menores aquí (máximo 6%).

Al comparar los resultados obtenidos en este estudio con los reportados por Jilo, Abadura & Nair. (2020), quienes analizaron 144 aves criadas bajo un sistema tradicional, se observa que el género *Raillietina tetragona* fue identificado en un 73.6% de los casos (106 aves). En contraste, en nuestro estudio, la prevalencia en el intestino delgado (yeyuno e íleon) fue aproximadamente del 30%, lo que refleja una presencia significativa de este parásito, aunque con una prevalencia menor en comparación con el estudio etíope. Asimismo, se observó una prevalencia

de *Ascaridia galli* del 35.4% (51 casos) en el trabajo de los autores cifra que también coincide con una importante presencia en nuestra muestra. Por otro lado, el género *Heterakis gallinarum* fue reportado en un 37.5% (54 casos), mostrando una relevancia parasitaria similar a la observada en esta investigación.

En otra investigación, los hallazgos de Emshiheet et al. (2024), quienes reportan el género *H. gallinarum* en los ciegos con una tasa de infección del 22.1% en aves de corral, se observa que la prevalencia específica de este parásito en ese estudio puede ser incluso mayor en áreas focalizadas y tiene una similitud con el presente estudio.

En el estudio microscópico *A. galli* domina con el (19%), detrás de *H. gallinarum* (13%), y *Capillaria sp.* (7%), al comparar los resultados obtenidos por Rivera (2018), en 375 aves criollas de traspatio del Distrito de Rupa-Rupa, donde se reporta una prevalencia de huevos del género *Capillaria sp.* del 37.07%, *Ascaridia galli* 9.07%, *Heterakis gallinarum* 13.6%, y *Raillietina sp.* 6.4%, con los hallazgos de este estudio, se observan diferencias y similitudes relevantes que permiten comprender el impacto de la helmintiasis en diferentes contextos productivos y ecológicos.

Los ooquistes de los Coccidios (*E. máxima, E. necatrix, E. tenella, Eimeria sp*.) están presentes en los dos segmentos con el 8% pero se destacan en el yeyuno, especialmente *E. necatrix* (4%). Esto contrasta con lo reportado por (Komba, y otros, 2013) quienes encontraron que 28 aves (11.1%) estaban infectadas con Coccidios en todo el intestino delgado en aves criollas de libre pastoreo en Tanzania.

Este resultado es considerablemente bajo si se compara con el estudio de (Ahmed, Sarker, & Rahman, 2009), quienes reportaron una prevalencia de coccidiosis del 4.52% específicamente en los ciegos de pollos de engorde en la región de Gazipur, Bangladesh. Aunque ambas prevalencias pueden considerarse bajas en el contexto internacional donde la coccidiosis suele superar el 10%.

La baja prevalencia de coccidia detectada en este estudio, en comparación con otras regiones donde se han reportado cifras mayores (30-40%), podría atribuirse a factores ecológicos locales, diferencias climáticas o a la rusticidad de las gallinas

criollas, las cuales tienden a desarrollar mayor resistencia natural frente a ciertos agentes infecciosos (Leiton & Zapata, 2020).

En los nematodos y protozoos las estaciones caracterizadas por niveles elevados de humedad relativa y temperaturas cálidas propician la esporulación de los ooquistes y la eclosión de los huevos, lo que se relaciona con una mayor frecuencia de parásitos, como lo indica (Makalo, y otros, 2022).

4.1.7. Carga parasitaria

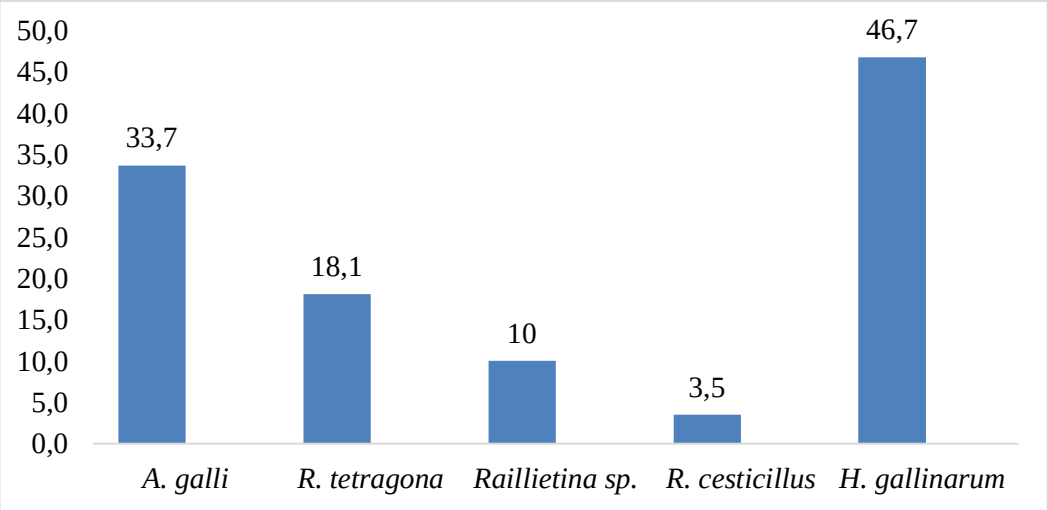
Tabla 11.

Carga parasitaria macroscópica intestinal y cecal

Carga / Género	Macroscópico	
	Promedio	Rango
A. galli	33,7	64-1
R. tetragona	18,1	54-4
Raillietina sp.	10	10-10
R. cesticillus	3,5	5-2
H. gallinarum	46,7	146-5

Figura 8.

Carga parasitaria macroscópica intestinal y cecal



En cuanto a la carga parasitaria macroscópica en el I. delgado y ciegos se evidenció mayor frecuencia: *Heterakis gallinarum* con un promedio de (46.7) y *Ascaridia galli* (33.7), con rangos amplios que indican infestaciones variables. *Raillietina*

tetragona presentó una carga intermedia (18.1), mientras que *Raillietina sp. y R. cesticillus* mostraron las cargas más bajas. En general, los nematodos representaron los parásitos de mayor impacto en las aves evaluadas.

Los resultados del presente estudio se correlacionan con el estudio de (Katoch, y otros, 2012) quienes reportaron una carga parasitaria media de 14.2 ± 34.04 en 125 pollos criados en un ambiente subtropical y húmedo del noroeste de la India. En conjunto, estos resultados refuerzan la idea de que, en sistemas de crianza libres como los pollos de corral, la infestación por *A. galli* es frecuente pero heterogénea, lo que puede tener un impacto variable en la salud y rendimiento productivo de las aves.

Kusnoto, y otros (2024), confirmaron la presencia de la infección en el 100 % de las aves examinadas, pero no cuantificaron el número de parásitos por ave. Esta diferencia metodológica impide una comparación directa de cargas, aunque evidencia que la prevalencia del género *A. galli* puede ser muy elevada en sistemas de traspatio o mercados tradicionales.

Otro estudio realizado por Siddiqui, y otros (2023) en 375 pollos indicó que el género *Raillietina tetragona* presentó una carga parasitaria promedio de 6.23 ejemplares por ave. Nuestra tabla muestra una carga parasitaria máxima de 54 ejemplares en 16 aves (prevalencia 23%), indicando distribución heterogénea con casos de infestación intensa. Estos resultados destacan la importancia epidemiológica de *R. tetragona* como parásito dominante en aves de traspatio.

En cuanto al género *H. gallinarum* en un estudio realizado en 42 gallinas camperas en la Provincia de KwaZulu, Mlondo et al. (2022), refieren que hay un solo pollo con una carga alta (>100 gusanos), cuatro con cargas moderadas-altas (51–100 gusanos) y quince con cargas bajas (1–50 gusanos). En la tabla, aunque los datos están presentados por carga específica, también se registran cargas bajas con predominancia en la frecuencia, y pocos casos con cargas altas, como los 146 y 64 gusanos. Esto indica que en ambas poblaciones existe un patrón común donde pocas aves albergan cargas muy elevadas, mientras que la mayoría presenta cargas bajas o nulas.

En otra investigación los resultados de Maina y otros *(2017)*, donde los 131 pollos muestreados en Nairobi tuvieron un promedio de 37 gusanos de *H. gallinarum* por ave, con los datos presentados en la tabla, se observa una marcada diferencia en la carga parasitaria promedio.

En el estudio propio, la carga parasitaria de *H. gallinarum* por pollo es mucho menor que la informada en Nairobi por Maina y su equipo. Esto indica que, aunque ambas poblaciones están expuestas al parásito, la intensidad de la infección varía significativamente entre regiones y sistemas de manejo.

En lo referente al género *Raillietina sp*. la tabla de la presente investigación indica una baja prevalencia de carga parasitaria visualizada en comparación con el estudio de Phalee & Phalee (2017), en la provincia de Phitsanulok realizada en 900 intestinos de aves de corral, *Raillietina sp.* mostró una prevalencia del 17.57% y una intensidad media de 3.74 parásitos por intestino, lo que sugiere que en otras poblaciones o condiciones de crianza la infestación puede ser considerablemente mayor. La baja frecuencia en el presente estudio podría deberse a factores como diferencias geográficas, sistema de manejo, o incluso el tamaño limitado de la muestra

En lo concerniente al género parasitario *Raillietina cesticillus* muestra la distribución de la carga parasitaria y el tamaño de los parásitos *Raillietina cesticillus*. Solo 2 aves tuvieron infestaciones leves, con cargas de 5 y 2 ejemplares respectivamente.

El estudio de Siddiqui y su grupo de investigación (2023) reportó que *Raillietina cesticillus* tiene una carga parasitaria media de 4.75 ejemplares por ave.

4.1.8. Carga parasitaria

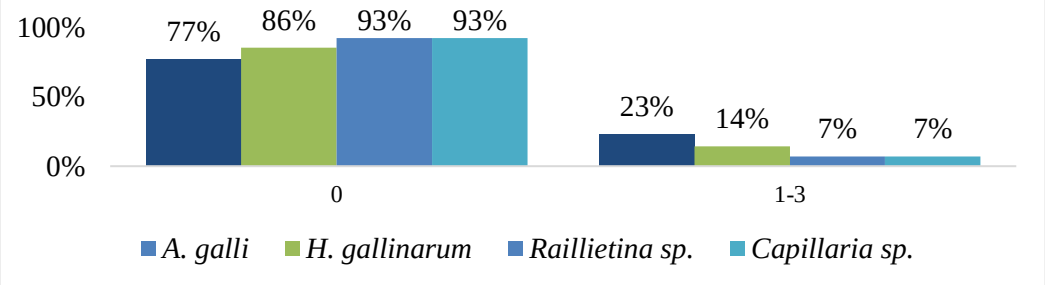
Tabla 12.

Carga parasitaria microscópica intestinal y cecal

H. x campo	*A. galli*	%	*H. gallinarum*	%	*Raillietina sp*	%	*Capillaria sp*	%	Simbología	Interpretación
0	54	77%	60	86%	65	93%	65	93%	–	No paras.
1-3	16	23%	10	14%	5	7%	5	7%	+	Leve
4-7	0	0%	0	0%	0	0%	0	0%	++	Moderado
8-10	0	0%	0	0%	0	0%	0	0%	+++	Grave
>10	0	0%	0	0%	0	0%	0	0%	++++	Muy grave
Total	**70**	**100%**	**70**	**100%**	**70**	**100%**	**70**	**100%**		

Figura 9.

Carga parasitaria microscópica intestinal y cecal



Acerca la carga parasitaria microscópica intestinal y cecal predominó la categoría de 1–3 huevos por campo, correspondiente a infecciones leves, se observó que *Ascaridia galli* presentó la mayor frecuencia (23%), seguido de *Heterakis gallinarum* (14 %), mientras que *Raillietina sp*. y *Capillaria sp.* registraron valores similares y bajos (7 % cada una). Los resultados que reflejan, en comparación con el estudio realizado por (León & Vargas, 2022), a partir de un análisis coproparasitológico realizado con la técnica de flotación en 69 pruebas de aves de traspatio del departamento del Tolima, se encontró una prevalencia significativa de *A. galli* representada por una carga promedio de 16 H. x campo. La tabla muestra el recuento de huevos para *A. galli*, la presencia de un número muy grave de H. x campo, esto indicaría que requiere atención inmediata y control riguroso para evitar daños mayores o problemas de salud.

Al comparar los resultados de la tabla con los reportados por (León & Vargas, 2022), se aprecia una diferencia notoria en la prevalencia y la gravedad de la parasitosis intestinal en aves, representada por una carga promedio de 4 H. x campo. La tabla muestra el recuento de huevos para *H. gallinarum*, la presencia de un número moderado de huevos por campo. Esto indicaría un riesgo sanitario elevado, que puede comprometer la salud, el rendimiento productivo y hasta la supervivencia de las aves de traspatio, recomendando campañas urgentes de capacitación y desparasitación.

Los resultados obtenidos acerca el género *Capillaria sp.* en la investigación de León & Vargas (2022), indican escenarios con infestaciones más graves en otros contextos, 9 H. x campo está justo en el límite superior de la categoría "Grave". Esto sugiere un problema serio, lo que podría orientarse a la importancia de actuar para evitar que la infestación escale a "Muy grave".

Niveles graves tienen una carga considerable de huevos que representan un riesgo alto de infestación y posibles daños, requiriendo medidas de control urgentes. Se evidencia que no hay muestras en categorías superiores a "Leve" en los datos presentados, lo que indicaría una situación relativamente controlada.

4.1.9. Carga parasitaria Eimeria

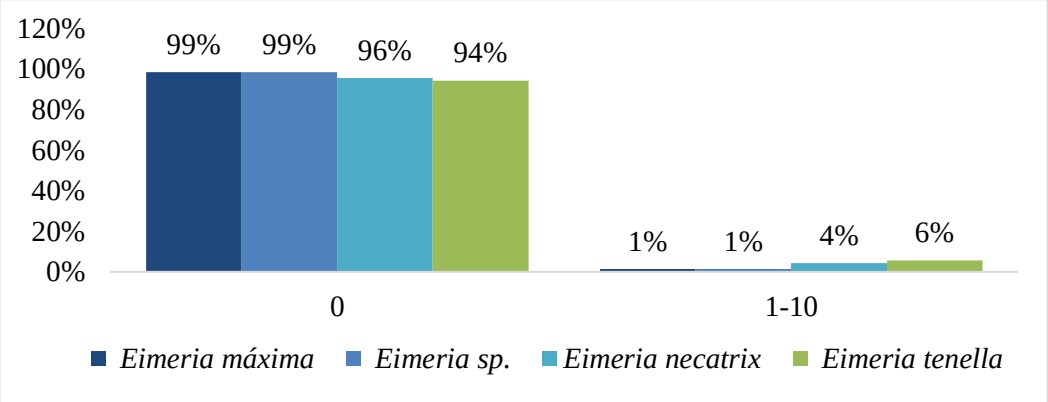
Tabla 13.

Prevalencia microscópica según la carga parasitaria del género Eimeria

Ooquistes x campo	*Eimeria máxima*		*Eimeria sp.*		*Eimeria necatrix*		*Eimeria tenella*		Interpretación
	f	%	f	%	f	%	f	%	
0	69	99%	69	99%	67	96%	66	94%	ausencia de ooquistes
1-10	1	1%	1	1%	3	4%	4	6%	puntuación 1
11-20	0	0%	0	0%	0	0%	0	0%	puntuación 2
21-40	0	0%	0	0%	0	0%	0	0%	puntuación 3
>41	0	0%	0	0%	0	0%	0	0%	puntuación 4
Total	**70**	**100%**	**70**	**100%**	**70**	**100%**	**70**	**100%**	

Figura 10.

Prevalencia microscópica según la carga parasitaria del género Eimeria



En la evaluación de ooquistes por campo identificados en el I. delgado y ciegos se evidenció que los casos positivos se concentraron exclusivamente en la categoría de 1–10 ooquistes por campo (puntuación 1), siendo *E. tenella* la especie con mayor frecuencia (6 %), seguida de *E. necatrix* (4 %). No se registraron infecciones moderadas ni severas (puntuaciones 2, 3 y 4), lo que indica una baja intensidad de coccidiosis en las aves evaluadas. Los resultados muestran una prevalencia de *Eimeria* similar a lo reportado por *(Gazoni, y otros, 2021)*, quienes identificaron a *E. acervulina, E. maxima y E. tenella* como las especies más frecuentes en pollos de engorde en Brasil, donde E. *acervulina* presentó la mayor incidencia subclínica (75,8%), seguida de *E. maxima* (66,7%) y *E. tenella* (65,5%). En nuestro caso, la especie con mayor presencia fue *E. tenella* (6%) y *E. necatrix* (4%), lo que difiere con lo señalado por dichos autores. Además, las puntuaciones de lesión observadas en nuestra tabla se concentran principalmente en grado bajo (1), lo que coincide con lo descrito en la literatura, donde la mayoría de las infecciones son subclínicas y generan pérdidas productivas sin alta mortalidad.

Otro estudio ejecutado por León & Vargas (2022), determinaron únicamente 12 ooquistes (26%) del género *E. tenella*, cifra que difiere de lo reportado en el presente estudio con el 6% (4 muestras con 1-10 ooquistes cada una), Esta diferencia puede estar asociada a factores como la densidad poblacional, condiciones de manejo, edad de las aves o variaciones en las técnicas de diagnóstico empleadas. Sin embargo, ambos estudios coinciden en señalar la importancia de *E.*

tenella como uno de los agentes más relevantes en la coccidiosis aviar, debido a su impacto en el rendimiento productivo y en la salud intestinal de los pollos de engorde.

4.1.10. Tamaño del parásito

Tabla 14.

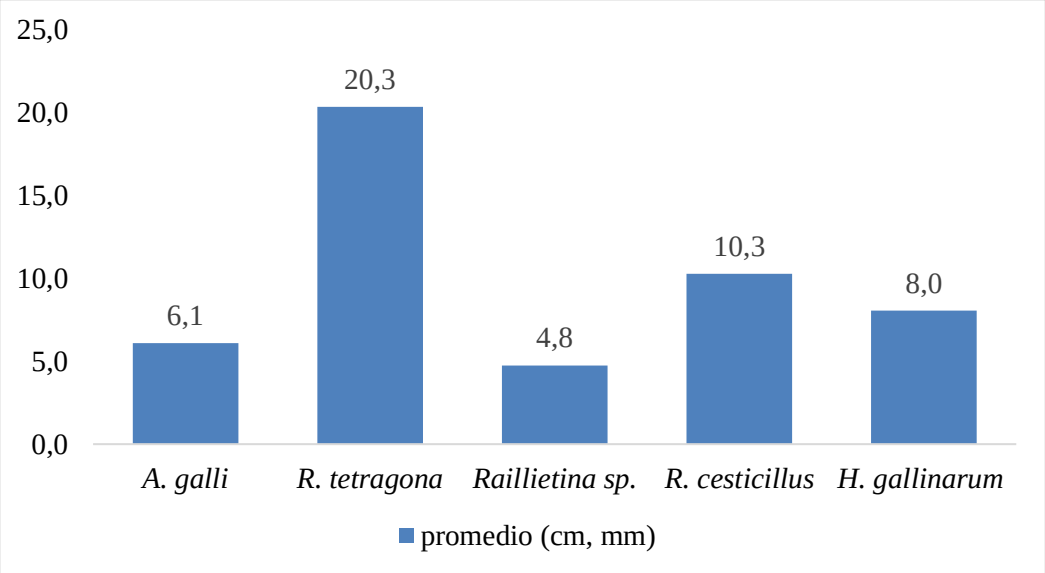
Prevalencia macroscópica según el tamaño parasitario en el intestino delgado y ciegos

	Macroscópico	
Tamaño	**Promedio (cm, mm)**	**Rango**
A. galli	6,1	8-3
R. tetragona	20,3	26-10
Raillietina sp.	4,8	12-7
R. cesticillus	10,3	14-6
H. gallinarum	8,0	12-2

Nota: Sólo las medidas del género *H. gallinarum* están expresadas en milímetros (mm); las demás especies se presentan en centímetros (cm).

Figura 11.

Prevalencia macroscópica según la carga parasitaria en el intestino delgado y ciegos



De acuerdo a los parásitos macroscópicos identificados en el I. delgado y ciegos se pudo observar que presentaron tamaños variables entre los distintos géneros. *Raillietina tetragona* mostró el mayor tamaño promedio (20.3), con un rango de 10

a 26, lo que indica ejemplares de mayor longitud en comparación con los demás parásitos observados. *Raillietina cesticillus* y *Heterakis gallinarum* presentaron tamaños intermedios, con promedios de 10.3 y 8.0, respectivamente. Por su parte, *Ascaridia galli* y *Raillietina sp.* mostraron los tamaños promedio más bajos (6.1 y 4.8). Estas diferencias reflejan la variabilidad morfológica entre los parásitos gastrointestinales presentes en las aves criollas evaluadas. Los valores de este estudio superan lo descrito por Kusnoto (2024) , quienes reportaron en pollos criados en libertad de un mercado tradicional de Surabaya que los machos de *A. galli* midieron 3–5 cm y las hembras 6.5–8 cm. En el presente trabajo no se diferenciaron los ejemplares de *A. galli* según sexo, por lo que los valores obtenidos corresponden al promedio general, sin distinción de machos ni hembras.

Con respecto al género *R. tetragona* al comparar los resultados de este estudio con los hallazgos de Jha (2019), se observa que ambos reportan una presencia relevante de este género en el intestino delgado de aves. En el trabajo del mencionado autor, 7 de 15 aves examinadas presentaron una fuerte infestación de gusanos blanquecinos, con longitudes entre 15 y 25 cm, y se evidenció que este cestodo está presente a lo largo de todas las estaciones del año.

Otro estudio realizado por Siddiqui, y otros (2023) en 375 pollos indicó que el género *Raillietina tetragona* presentó una carga parasitaria promedio de 6.23 ejemplares por ave, con una longitud media de 18.39 cm, y una prevalencia del 52.8%. En comparación, los datos de nuestra tabla muestran una carga parasitaria máxima de 54 ejemplares distribuidos en 16 aves, con una prevalencia del 23%. Los ejemplares de *R. tetragona* presentan una variación de tamaño entre 7 y 26 cm, lo que es coherente con la longitud reportada por Siddiqui y su equipo.

En lo concerniente al género parasitario *Raillietina cesticillus* muestra la distribución de la carga parasitaria y el tamaño de los parásitos *Raillietina cesticillus*. Solo 2 aves tuvieron infestaciones leves, con tamaños que varían entre 6 y 14 cm.

El estudio de Siddiqui y su grupo de investigación (2023) reportó que *Raillietina cesticillus* tiene una longitud promedio de 3.96 cm y una prevalencia del 37.9% en aves de traspatio, con una carga parasitaria media de 4.75 ejemplares por ave.

4.1.11. Característica de la mucosa intestinal

Tabla 15.

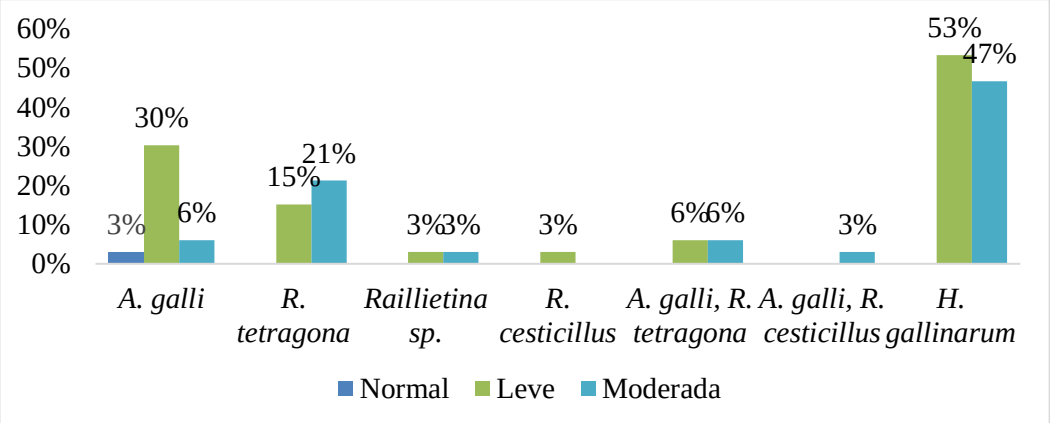
Lesiones de la mucosa ocasionada por géneros parasitarios macroscópicos presentes en el Intestino delgado y ciegos

Características / Género	Normal		Leve		Moderada		Total	Porcentaje
	Frecuencia	Porcentaje	Frecuencia	Porcentaje	Frecuencia	Porcentaje		
A. galli	1	3%	10	30%	2	6%	13	39%
R. tetragona	0	0%	5	15%	7	21%	12	36%
Raillietina sp.	0	0%	1	3%	1	3%	2	6%
R. cesticillus	0	0%	1	3%	0	0%	1	3%
A. galli, R. tetragona	0	0%	2	6%	2	6%	4	12%
A. galli, R. cesticillus	0	0%	0	0%	1	3%	1	3%
Subtotal (I. D)							**33**	**100%**
H. gallinarum	0	0%	8	53%	7	47%	15	100%
Subtotal (Ciegos)							**15**	**100%**

Nota: La especie *Heterakis gallinarum* fue identificada exclusivamente en los ciegos, y las lesiones asociadas se registraron únicamente en esa localización. Los demás géneros de parásitos reportados en la tabla se localizaron en el intestino delgado, correspondiendo sus respectivas lesiones a esa sección intestinal según lo observado en este estudio.

Figura 12.

Lesiones de la mucosa ocasionada por géneros parasitarios macroscópicos presentes en el Intestino delgado y ciegos



Concerniente a las lesiones provocadas por la presencia de parásitos macroscópicos se constató que la infestación parasitaria se presentó principalmente en grados leve

y moderado. *Ascaridia galli* (39 %) y *Raillietina tetragona* (36 %) fueron los géneros más frecuentes, predominando infecciones leves en *A. galli* y moderadas en *R. tetragona*. Las infecciones mixtas representaron el 15 %, mientras que *Heterakis gallinarum* mostró una distribución similar entre infestaciones leves (53 %) y moderadas (47 %). No se registraron casos severos, lo que indica una afectación parasitaria de intensidad baja a moderada.
El presente estudio comparada con una investigación realizada en Nicaragua en el municipio de Nindirí, departamento de Masaya, Guerrero & Vásquez (2018)**,** describen que, mediante necropsia, se identificó una carga alta de parásitos adultos del género *A. galli* en el intestino delgado, acompañados de lesiones macroscópicas como enteritis, obstrucción intestinal y hemorragias.

Este patrón es coherente con la literatura, que identifica a *A. galli* como uno de los agentes más patógenos y frecuentes en aves de corral bajo condiciones de campo, mientras que otros géneros de helmintos suelen causar cuadros menos severos o más esporádicos

La investigación realizada por (Rabbi, Islam, Majumder, Anisuzzaman, & Rahman, 2006), en el Departamento de Parasitología, Universidad Agrícola de Bangladesh, Mymensingh, de 246 vísceras de aves de corral el 50,83% presentaron infección por helmintos gastrointestinales. En particular, la prevalencia de lesiones asociadas al género *H. gallinarum* fue significativa, con hallazgos patológicos de nódulos blancos en la mucosa cecal. Probablemente, una reacción inflamatoria pronunciada en la mucosa del ciego conduce al desarrollo de nódulos. Además, los parásitos están asociados con el desarrollo de cambios patológicos. Por lo tanto, tienen un impacto económico en la producción avícola. Por lo tanto, se debe implementar un programa de desparasitación adecuado.

Ambos estudios confirman que *H. gallinarum* sigue patrones epidemiológicos previos, afectando tejidos con lesiones en una fracción significativa, aunque muchas aves permanecen asintomáticas. Esto enfatiza la necesidad de monitoreo y manejo sanitario en avicultura para mitigar helmintos.

4.1.12. Características de la mucosa

Tabla 16.

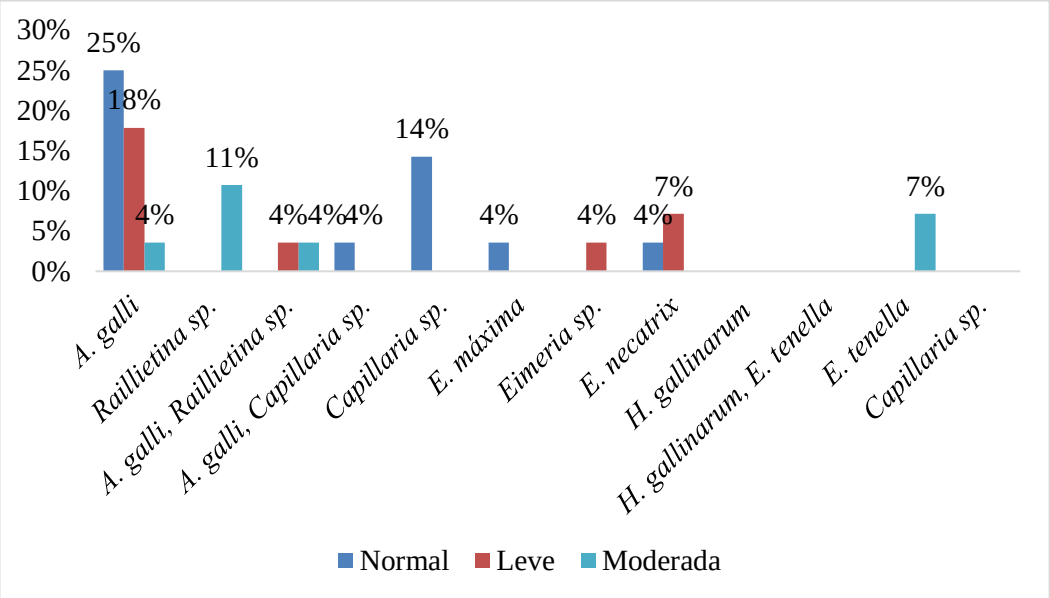
Lesiones de la mucosa ocasionada por géneros parasitarios microscópicos presentes en el Intestino delgado y ciegos

Características / Género	Normal		Leve		Moderada		Total	Porcentaje
	Frecuencia	Porcentaje	Frecuencia	Porcentaje	Frecuencia	Porcentaje		
A. galli	7	25%	5	18%	1	4%	13	46%
Raillietina sp.	0	0%	0	0%	3	11%	3	11%
A. galli, Raillietina sp.	0	0%	1	4%	1	4%	2	7%
A. galli, Capillaria sp.	1	4%	0	0%	0	0%	1	4%
Capillaria sp.	4	14%	0	0%	0	0%	4	14%
E. máxima	1	4%	0	0%	0	0%	1	4%
Eimeria sp.	0	0%	1	4%	0	0%	1	4%
E. necatrix	1	4%	2	7%	0	0%	3	11%
Subtotal (I. D)							**28**	**100%**
H. gallinarum	9	64%	0	0%	0	0%	9	64%
H. gallinarum, E. tenella	1	7%	0	0%	0	0%	1	7%
E. tenella	0	0%	2	14%	1	7%	3	21%
Capillaria sp.	1	7%	0	0%	0	0%	1	7%
Subtotal (Ciegos)							**14**	**100%**

Nota: La especie *Heterakis gallinarum*, *H. gallinarum* y *E. tenella*, *E. tenella*, *Capillaria sp*. fue identificada exclusivamente en los ciegos, y las lesiones asociadas se registraron únicamente en esa localización. Los demás géneros de parásitos reportados en la tabla se localizaron en el intestino delgado, correspondiendo sus respectivas lesiones a esa sección intestinal según lo observado en este estudio.

Figura 13.

Lesiones de la mucosa ocasionada por géneros parasitarios microscópicos presentes en el Intestino delgado y ciegos



En lo que respecta a las lesiones ocasionadas por la presencia de parásitos microscópicos en la mucosa intestinal y cecal se ilustra que, en el intestino delgado, *Ascaridia galli* fue el parásito más prevalente (46%), asociado principalmente a enteritis leve, con congestión de la mucosa y engrosamiento discreto de la pared intestinal, *Capillaria sp.* (14%) y *Raillietina sp.* (11%) se relacionaron con lesiones inflamatorias focales, mientras que las infecciones mixtas mostraron alteraciones de mayor extensión. Los coccidios (*Eimeria spp.*), aunque de baja frecuencia, se asociaron a lesiones más evidentes, como engrosamiento mucoso y hemorragias focales, reflejando su mayor patogenicidad. Estas lesiones, cuando estuvieron presentes, fueron categorizadas de acuerdo con su gravedad empleando la metodología de (Johnson & Reid, 1970), donde una puntuación de 0 corresponde a la ausencia de daño y una puntuación de 4 representa lesiones severas.

En los ciegos, *Heterakis gallinarum* fue el agente predominante (64%), generalmente vinculado a lesiones mínimas o subclínicas, como congestión leve de la mucosa cecal. En contraste, *Eimeria tenella* (21%) se asoció a lesiones cecales más severas, incluyendo engrosamiento marcado, hemorragias y necrosis focal, especialmente en infecciones leves a moderadas. En conjunto, los hallazgos indican

que, pese al predominio de lesiones leves, la presencia de coccidios representa un mayor impacto patológico potencial en aves criadas en sistemas de traspatio.

Estos hallazgos son comparables a lo reportado por (González, 2023), quien también identificó lesiones compatibles con coccidiosis (*Eimeria spp.*) en el intestino delgado, incluyendo hemorragias y petequias. En su estudio, aplicando la escala de Johnson y Reid, se observó predominantemente un nivel de lesión 3, lo que corresponde a daño severo o grave.

La presencia de lesiones en el intestino está directamente relacionada con la especie específica de *Eimeria*. (Osorio, et al., 2020)

Las infecciones por géneros como *Eimeria* y helmintos intestinales en aves podría deberse principalmente a factores ambientales y de manejo que facilitan la transmisión y proliferación de estos parásitos. En sistemas de cría semiextensiva o rústica, como es común en aves criollas, el contacto frecuente con el suelo contaminado con oocistos y huevos parasitarios incrementa el riesgo de infección. Además, condiciones de humedad elevada, falta de higiene en los corrales y manejo inadecuado del agua y alimento favorecerían la supervivencia y dispersión de los agentes infecciosos.

4.2. COMPROBACIÓN DE LA HIPOTESIS

Los resultados obtenidos en la valoración post mortem de la mucosa del tracto gastrointestinal en aves de campo evidencian una clara asociación entre la presencia de parásitos internos y las alteraciones observadas en el tejido analizado. Dichos hallazgos permitieron identificar diferentes especies parasitarias, verificar la carga parasitaria mediante métodos macroscópicos y microscópicos, así como reconocer lesiones características en la mucosa intestinal atribuibles a infestaciones parasitarias. En consecuencia, los datos respaldan la aceptación de la hipótesis alterna (H_1) y el rechazo de la hipótesis nula (H_0), ya que el estudio demuestra que existe relación entre la infestación por parásitos internos y los cambios morfológicos identificados en la mucosa gastrointestinal de las aves evaluadas.

CAPITULO V

5.1. CONCLUSIONES

En conclusión, la valoración post mortem del tracto gastrointestinal de 70 aves criollas del cantón Pelileo (Tungurahua) evidenció la presencia de una diversa parasitofauna gastrointestinal, detectada mediante evaluación macroscópica y microscópica. Se identificaron principalmente helmintos, destacando *Heterakis gallinarum* (21%), *Ascaridia galli* (19%) y *Raillietina tetragona* (17%), así como protozoarios del género Eimeria, entre ellos *E. necatrix* y *E. tenella* (4% cada uno), además de *E. máxima* y *Eimeria sp.* en menor proporción (1% respectivamente).

Con respecto a la carga parasitaria macroscópica en el I. delgado fue leve a moderada, destacando *Ascaridia galli* (33,7) y *Raillietina tetragona* (18,1), sin registros de cargas moderadas o graves. A nivel microscópico, las infecciones correspondieron únicamente a cargas leves (1–3 huevos por campo), principalmente por *A. galli* (23 %) y *H. gallinarum* (14 %). La presencia de coccidias fue limitada, con *Eimeria necatrix* (4 %) y *E. tenella* (6 %), ambas con puntuación 1. En los ciegos, *Heterakis gallinarum* presentó la mayor carga promedio (46,7), asociándose a infecciones leves y subclínicas.

En cuanto a los cambios anatómicos en el tracto gastrointestinal se relacionaron principalmente por *Ascaridia galli* (39 %) y *Raillietina tetragona* (36 %), manifestándose como alteraciones leves y moderadas con diminutas petequias, enteritis y pequeñas hemorragias. En los ciegos, *Heterakis gallinarum* ocasionó lesiones leves (53 %) y moderadas (47 %), evidenciándose tiflitis, por presencia de parásitos microscópicos se destacó *Ascaridia galli* (46 %) y *Capillaria sp.* (14 %). *Raillietina sp.* y *Eimeria necatrix* se asociaron con lesiones moderadas. En los ciegos predominó la ausencia de lesiones (64 %), aunque *Eimeria tenella* presentó lesiones leves y moderadas (21 %). El color de la mucosa varió de anaranjado a grisáceo. Se concluye que la mucosa gastrointestinal es un indicador confiable para la detección post mortem de infestaciones parasitarias y sus efectos sobre el tejido intestinal en aves de traspatio.

5.2. RECOMENDACIONES

Realizar desparasitaciones periódicas bajo supervisión veterinaria, previo a exámenes coproparasitarios para identificar tipos de parásitos por sector y minimizar resistencias. Implementar programas regulares de monitoreo diagnóstico (macroscópico, microscópico y coprológico) para detección temprana y seguimiento de carga parasitaria en aves de campo

Mejorar condiciones de manejo con limpieza frecuente de instalaciones, manejo adecuado de cama, agua sin contaminación, eliminación de cadáveres, control de aves silvestres reservorio, rotación de áreas de pastoreo y evitar hacinamiento. Capacitar personal en identificación de signos clínicos/lesionales y promover reporte rápido de brotes.

Fomentar registro detallado de tratamientos y resultados para evaluar efectividad y ajustar protocolos. Recomendar estudios futuros sobre supervivencia y resistencia ambiental de parásitos adultos y formas infectivas (huevos, ooquistes, larvas) para diseñar estrategias preventivas adaptadas a sus ciclos de vida.

BIBLIOGRAFIA

Ahmed, M. S., Sarker, A., & Rahman, M. M. (2009). revalence of infectious diseases of broiler chickens in Gazipur District. *7*(2). Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/261216509_Prevalence_of_infectious_diseases_of_broiler_chickens_in_Gazipur_district

Atton, G. (2020). An Introduction to Capillariosis in chickens. [Introducción a la capilarosis en pollos]. *Ridgeway Research*. Obtenido de https://ridgewayresearch.co.uk/an-introduction-to-capillariosis-in-chickens/

AveNews. (2019). Diagnóstico de la coccidiosis: identificación, valoración y recuento. *AviNews*. Obtenido de https://avinews.com/diagnostico-de-la-coccidiosis-identificacion-valoracion-y-recuento/

Barbut, S. (2021). Procesamiento primario de aves de corral. *La ciencia del procesamiento de productos cárnicos y avícolas*. Obtenido de http://download.poultryandmeatprocessing.com/v01/CienciaProcesamientoAv%C3%ADcolasC%C3%A1rnicos%20-%20Barbut%20-%2005%20Procesamiento%20Primario%20de%20Aves%20de%20Corral.pdf

Barroeta, A., Verge, G., & Ciria, N. (06 de 05 de 2020). *SNBA*. Obtenido de Qué comen las gallinas ponedoras: https://www.institutohuevo.com/que-comen-las-gallinas-ponedoras/

Beckmann, J., Dormitorio, T., Oladipupo, S., Bethonico, M., Kathy, L., Macklin, K., & Hauck, R. (2021). [El ADN de Heterakis gallinarum e Histomonas meleagridis persiste en gallineros años después de la despoblación]. *Elsevier, 298*. Obtenido de https://sci-hub.se/uptodate/S0304401721001953.pdf

Belete, A., Addis, M., & Ayele, M. (2019). [Revisión sobre los principales parásitos gastrointestinales que afectan a los pollos]. *ResearchGate, 6*(11), 15. Obtenido de

https://www.researchgate.net/publication/337145066_Review_on_Major_Gastrointestinal_Parasites_that_Affect_Chickens

Bird Vet Melbourne. (25 de 04 de 2023). *Gusanos en pollos*. Obtenido de Bird Vet Melbourne: https://birdvetmelbourne.com/worms-in-chickens/

Bowman, D. (2022). *Parasitología para Vaterinarios.* España: Elsevier.

Brito, G. (2023). Evaluación de las características reproductivas de Gallinas Criollas en la Etapa de postura bajo tres Sistemas de manejo Intensivo, Semintensivo y Extensivo en el Cantón Logroño. *(Tesis de Ingeniería).* ESPOCH, Macas. Obtenido de http://dspace.espoch.edu.ec/handle/123456789/19591

Bruzual, J. (2020). Histomoniasis: Enfermedad de la cabeza negra. *AviNews*. Obtenido de https://avinews.com/histomoniasis-enfermedad-de-la-cabeza-negra/

Cáceres, J. (2022). Carga parasitaria en Palomas de Castilla (Columba livia) silvestres en el Hipódromo de Monterrico, Lima¨. *(Tesis de Ingeniería).* Universidad Nacional Agraria la Molina, Lima, Perú. Obtenido de https://repositorio.lamolina.edu.pe/handle/20.500.12996/5599

Camacho, M., Jerez, M., López, S., Galicia, M., Ávila, N., & Sánchez, E. (2022). Quelites usados en alimentación avícola. *Tierra Latinoamericana*, 2-6. Obtenido de https://doi.org/10.28940/terra.v41i0.1605

Canarias, G. d. (13 de 05 de 2020). *Área de tecnología educativa*. Obtenido de READ: https://www3.gobiernodecanarias.org/medusa/ecoescuela/recursosdigitales/2020/05/13/normas-de-seguridad-e-higiene-en-el-laboratorio/

Castillo, V., & Cerón, L. (2014). Determinación de parásitos gastrointestinales en sistemas de producción artesanal del aves de engorde del municipio de Ipiales comercializadas en la plaza del mercado minorista. *(Tesis de Doctorado).* Universidad de Nariño, San Juan de Pasto, Nariño, Colombia. Obtenido de http://sired.udenar.edu.co/id/eprint/1338

Castro, S. (2020). Alimentación de Gallina Criolla y Campesina. *Corambiente*, 15. Obtenido de https://repository.ucc.edu.co/entities/publication/997e8ad1-c4f1-4332-a48e-a8bbacf1ee76

Chamorro, M., Tandazo, M., & Cali, G. (2021). *Zoología de vertebrados. Aves.* Universidad Central, Ecuador. Obtenido de https://images.app.goo.gl/tRj21GE5vbE3VBXg7

Choloquinga, M. (2019). Prevalencia de Parásitos gastrointestinales en aves silvestres criados en cautiverio. *(Tesis de Médica Veterinaria).* Universida Politécnica Salesiana Sede Cuenca, Cuenca. Obtenido de https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/18592/1/UPS-CT008722.pdf

Corbalán, V. (2023). *Eimeria tenella y otras Eimerias aviares.* La Plata, Agentina: Edulp. Obtenido de http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/149141

Cordeiro, E. (2019). [Aves de Corral: Anatomía del Pollo]. *(Tesis de Técnico).* Instituto Federal de Educación, Ciencia y Tecnología, Pernambuco. Obtenido de https://philpapers.org/archive/DASAEF.pdf

Cuéllar, J. (2021). Sistemas de producción avícola y alojamiento en gallinas ponedoras. *Veterinaria Digital*. Obtenido de https://www.veterinariadigital.com/articulos/sistemas-de-produccion-avicola-y-alojamiento-en-gallinas-ponedoras/

Das, M. (2020). Gastrointestinal parasites in backyard poultry of subtropical hilly region of Meghalaya [Parásitos gastrointestinales en aves de corral de la región montañosa subtropical de Meghalaya]. *ResearchGate*. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/344457152_Gastrointestinal_parasites_in_backyard_poultry_of_subtropical_hilly_region_of_Meghalaya

DSM Nutritional Products, LLC. (2024). *[Causas, signos clínicos, prevención y tratamiento de la coccidiosis en pollos y otras especies de aves.]*. Obtenido de https://www.dsm.com/anh/challenges/supporting-animal-health/coccidiosis-in-chickens.html

Emshiheet, K. A., Elmajdoub, L. O., Abushiba, F. M., Elzwawy, S. E., Abusahal, M. M., & Alagme, R. S. (2024). Occurrence of nematodes in Intestine of local chicken (Gallus gallus) and Pigeon (Columba livia domestica) in Misurata, Libya. *Journal of Veterinary Research Advances, 6*(1). Obtenido de https://jvra.org.in/uploads/archivepdf/7807JVRA_Vol_06_Jun-2024_08.pdf

Espinoza, C. (2019). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves de combate (Gallus gallus domesticus). *(Tesis de Médico).* Universidad Politécnia Salesiana Sede Cuenca, Cuenca. Obtenido de https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/18022/1/UPS-CT008562.pdf

Esquivel, D., Pomboza, P., & Montero, M. (2019). Caracterización del Sistema de Producción de Aves de Traspatio del Cantón Cevallos, Ecuador. *Actas Iberoamericanas de Conservación Animal*, 1. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/334148856_CARACTERIZACION_DEL_SISTEMA_DE_PRODUCCION_DE_AVES_DE_TRASPATIO_DEL_CANTON_CEVALLOS_ECUADOR_CHARACTERIZATION_OF_THE_BACKYARD_POULTRY_PRODUCTION_SYSTEM_OF_THE_CEVALLOS_CANTON_ECUADOR

Estrada, A., Cerón, F., Martínez, A., Hernández, G., Ortega, J., Galicia, A., . . . Montes, E. (. (2023). Caracterización del sistema de producción avícola de traspatio en el Estado de Campeche, México. *Agricultura, Sociedad y Desarrollo, 20*(22). Obtenido de https://doi.org/10.22231/asyd.

Fandiño, J. (2022). Mejoramiento de Parámetros Productivos en Gallinas Campesinas bajo el Sistema de Semi-pastoreo. *(Proyecto de Ingeniería).* Universidad de Cundinamarca, Fusagasugá. Obtenido de https://repositorio.ucundinamarca.edu.co/handle/20.500.12558/4682

Ferre, I., & Gómez, M. (20 de 06 de 2019). *Etiología y Patogenia de la Coccidiosis Aviar*. Obtenido de issuu: https://issuu.com/avinews/docs/coccidiosis-web

Ferreira, M. (2024). Reestructuración de un protocolo para el diagnóstico y prevención de parasitosis en aves tropicales en una institución zoologica.

(Tesis de maestria). Universidad de Lisboa, Lisboa. Obtenido de https://www.repository.utl.pt/handle/10400.5/30749

Floreano, L. (2021). Caracterización Zoométrica de Gallinas Criollas (Gallus domesticus) en la Parroquia Simón Bolívar, Provincia de Santa Elena. *(Tesis de Ingeniería).* Universidad Estatal Península de Santa Elena, Santa Elena. Obtenido de https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/6407/1/UPSE-TIA-2021-0045.pdf

Gazoni, F., Matte, F., Chiarelli-Adorno, F., Mariely-Jaguezeski, A., Tellez-Isaias, G., & Schafer-da-Silva, A. (2021). Coccidiosis en pollos de engorda comerciales en Brazil entre 2012 y 2019: especies principales y grados de daño. *Abanico Veterinario, 11*(1). Obtenido de https://doi.org/10.21929/abavet2021.2?utm_source=chatgpt.com

Gerhold, R. (2023). *Coccidiosis en aves de corral.* Tennessee. Obtenido de https://www.msdvetmanual.com/poultry/coccidiosis-in-poultry/coccidiosis-in-poultry

Gómez, J., & Jiménez, A. (2019). Estudio preliminar de parásitos gastrointestinales en la lapa roja (Ara macao), en cuatro centros de manejo de fauna silvestre de Costa Rica. *Zeledonia, 23*(1), 7. Obtenido de https://repositorio.una.ac.cr/bitstream/handle/11056/21988/zeledonia_23-1_jun_2019-7-17.pdf?sequence=1&isAllowed=y

González, L. (2023). Identificación de parásitos gastrointestinales de un grupo genético de aves criollas. *(Tesis de Ingeniería).* Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba, Chimborazo, Ecuador. Obtenido de https://dspace.espoch.edu.ec:8080/server/api/core/bitstreams/106a3534-bd29-4eb6-97d8-c552e7f23b61/content

Guerrero, D., & Vásquez, O. (2018). *Prevalencia de ascaridiosis (Ascaridia galli) en aves ponedoras, granja avícola Hannón, Masaya, septiembre-noviembre 2018.* UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA FACULTAD DE CIENCIA ANIMAL DEPARTAMENTO DE VETERINARIA, Managua, Nicaragua. Obtenido de https://repositorio.una.edu.ni/3877/

Gutiérrez, M. (2020). Importancia de la necropsia en aves en producción. *AviNews*. Obtenido de https://avinews.com/necropsia-aves-produccion-avicola/

Huacon, M. (2023). Diagnóstico de los tipos de coccidias en pollos broiler mediante el método de flotación en el cantón Balsas. *[Tesis de Médico]*. Universidad Técnica de Machala, Machala. Obtenido de https://repositorio.utmachala.edu.ec/handle/48000/21943

INEC. (2023). Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua (ESPAC). *Estadísticas Agropecuarias*, 51,52. Obtenido de https://www.ecuadorencifras.gob.ec/documentos/web-inec/Estadisticas_agropecuarias/espac/espac_2022/Bolet%C3%ADn_tecnico_ESPAC_2022.pdf

Innovación en Formación Profesional. (28 de 07 de 2023). *Material de Laboratorio: Herramientas Esenciales para la Investigación Cienífica*. Obtenido de [Entradade Blog]: https://www.ifp.es/blog/material-laboratorio

Instituto Colombiano Agropecuario. (07 de 09 de 2021). Procedimiento: Sacrificio sanitario de aves de corral. *Proceso Protecciòn Animal*. Obtenido de https://www.woah.org/app/uploads/2022/11/anexo-25-procedimiento-pra-spa-p-033-v-1-sacrificio-sanitario-de-aves-de-corral.pdf

Jaén, D. (2024). Determinación de parásitos intestinales en gallinas criollas en la zona rural del Recinto Pijullo del Cantón Urdaneta. *(Tesis de Médico veterinario).* Universidad Técnica de Babahoyo, Babahoyo. Obtenido de http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/16105

Jha, K. (2019). Histopathological studies of tapeworm Raillietina tetragona (Molin, 1858) from the gastro-intestine of indigenous chicken (Gallus domesticus L.) farming in Kirtipur, Nepal. *International Journal of Veterinary Sciences and Animal Husbandry*, *4*(4). Obtenido de https://www.veterinarypaper.com/pdf/2019/vol4issue4/PartA/4-3-3-160.pdf

Jilo, S. A., Abadura, S. Z., & Nair, S. P. (2020). The study on prevalence of gastrointestinal helminths (cestodes, nematodes, and trematodes) in

chickens, Dalomana District, Bale Zone, Southeast Ethiopia. *Journal of Veterinary Physiology and Pathology*. Obtenido de http://jwpn.rovedar.com/

Jilo, S., Abadula, T., Abadura, S., Gobana, R., Hasan, L., & Nair, S. (2022). [Revisión sobre epidemiología, patogénesis, tratamiento, control y prevención de parásitos gastrointestinales de aves de corral]. *International Journal of Veterinary Sciences and Animal Husbandry, 7*(5), 28. Obtenido de https://www.veterinarypaper.com/pdf/2022/vol7issue5/PartA/7-4-18-136.pdf

Jilo, S., Abadula, T., Abadura, S., Gobana, R., Hasan, L., & Nair, S. (2022). Review on epidemiology, pathogenesis, treatment control and prevention of gastrointestinal parasite of poultry. *International Journal of Veterinary Sciences and Animal Husbandry,* 27-32. doi:https://doi.org/10.22271/veterinary.2022.v7.i5a.439

Johnson, J., & Reid, M. (1970). Fármacos anticoccidiales: técnicas de puntuación de lesiones en experimentos con pollos en batería y en corrales. *Elsevier*. Obtenido de https://doi.org/10.1016/0014-4894(70)90063-9

Katoch, R., Yadav, A., Godara, R., Khajuria, J. K., Borkataki, S., & Sodhi, S. (2012). Prevalence and impact of gastrointestinal helminths on body weight gain in backyard chickens in subtropical and humid zone of Jammu, India. *Journal of Parasitic Diseases, 36*(1). doi: 10.1007/s12639-011-0090-z

Komba, E. V., Mkupasi, E. M., Mwesiga, G. K., Mbyuzi, A. O., Busagwe, Z. M., Lupindu, A. M., & Nzalawahe, &. (Enero de 2013). Occurrence of helminths and coccidia in apparently healthy free range local chickens slaughtered at Morogoro live bird market. Sokoine University of Agriculture. *ResearchGate*. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/264753098

Krinsky, W. (2019). Huéspedes intermedios de parásitos. *ScienceDirect*. Obtenido de https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814043-7.00009-1

Kusnoto, Yuniarti, W., Putri, P., Suhita, A., Aswin, K., & Shendy, K. ,. (2024). Identificación molecular de Ascaridia galli en pollos de mercados tradicionales de Surabaya, Indonesia. *Revista Asiática de Investigación en Productos Lácteos y Alimentos , 43* (3). doi:10.18805/ajdfr.DRF-379

Leiton, A., & Zapata, F. (2020). *Producción Agroecológica de Gallinas Criollas.* Bogotá: Corporación Universitaria Minuto de Dios UNIMINUTO. Obtenido de https://repository.uniminuto.edu/handle/10656/10871

León, A., & Vargas, A. (2022). Análisis del Diagnóstico de Parásitos Gastrointestinales de Aves de Traspatio en el Departamento del Tolima. *(Tesis de licenciatura).* Universidad Cooperativa de Colombia Sede Ibagué -Espinal, Ibagué, Colombia. Obtenido de https://repository.ucc.edu.co/entities/publication/d84ee1b2-94f7-4d24-8c4a-144dcfbd1dce

López, S. J. (2020). Overview of Poultry Eimeria Life Cycle and Host-Parasite Interactions [Descripción general del ciclo de vida de Eimeria avícola y las interacciones huésped-parásito]. *Frontiers in Veterinary Science, 7*. Obtenido de https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fvets.2020.00384/full

Maina, A., Waruiru, M., Mbuthia, G., Munyua, K., Otieno, O., & Mutune, N. (2017). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en pollos autóctonos sacrificados en mercados de aves vivas del condado de Nairobi, Kenia. *Departamento de Enfermedades Virales y Rickettsiales, Centro de Investigación Médica Naval, Silver Spring, Maryland, Estados Unidos de América, 29*(12). Obtenido de http://www.lrrd.org/lrrd29/12/rmwa29233.html

Majó, N., & Dolz, R. (2022). *Atlas de la necropsia aviar.* Barcelona: Servet. Obtenido de https://eliasnutri.files.wordpress.com/2022/03/libro-atlas-de-la-necropsia-aviar.pdf

Makalo, M., Mtshali, K., Khambule, A., Mofokeng, L., Taioe, M., Onyiche, T., & Thekisoe, O. (2022). First report of gastrointestinal nematodes and coccidia parasites from free-range chickens in Mafeteng district, Lesoth[Primer

informe de nematodos gastrointestinales y parásitos coccidios de Pollos criados en libertad en el distrito de Mafeteng, Lesotho]. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*. Obtenido de https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2405939022001149

Marchiondo, A. (2019). Histomonas meleagridis and Trichomonas gallinae are pathogens of poultry [Heterakis gallinarum, un nematodo cecal de aves galliformes, desempeña un papel en la transmisión de H. meleagridis.]. *Elsevier, 2*. Obtenido de https://www.sciencedirect.com/topics/immunology-and-microbiology/histomonas-meleagridis

Medrano, S. (2022). Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas (gallus domesticus) de crianza familiar urbana y rural Mazamari-Satipo. *(Tesis de Ingeniería).* Universidad Nacional del Centro del Perú, Satipo. Obtenido de http://hdl.handle.net/20.500.12894/10301

Mejillón, D. (2021). Características Morfológicas y Fenotípicas de Gallinas CriollasS (Gallus domesticus) en la Parroquia Manglaralto de la Provincia de Santa Elena. *Tesis de Igenieria.* Universidad Estatal Península De Santa Elena, Santa Elena. Obtenido de https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/5731

Mendoza, A. (2023). Daterminación Morfológica Y Faneróptica de la Gallina Criolla de la zona Noroccidental de la Provincia de Pichincha. *(Tesis de Ingeniería).* Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba, Chimborazo, Ecuador. Obtenido de http://dspace.espoch.edu.ec/bitstream/123456789/19183/1/17T01872.pdf

Mlondo, S., Tembe, D., Malatji, M., Khumalo, Z., & Mukaratirwa, S. (2022). Molecular identification of helminth parasites of the Heterakidae and Ascarididae families of free-ranging chickens from selected rural communities of KwaZulu-Natal province of South Africa. *Elsevier, Poultry science, 101*(8). doi:10.1016/j.psj.2022.101979

Montalván, A. (2023). Morfometría en órganos accesorios del TGI en pollos de engorde alimentados con torta de Sacha Inchi (Plukenetia volubilis). *(Tesis*

de Ingenieria). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo Sede Orellana, El Coca. Obtenido de http://dspace.espoch.edu.ec/bitstream/123456789/21012/1/17T01969.pdf

Montes, D., De la Ossa, J., & Darwin, H. (2019). Morphological characterization of the creole backyard chickens of the Subregion sabana department of Sucre (Colombia) [Caracterización morfológica de los pollos criollos de traspatio de la Subregión sabana departamento de Sucre (Colombia).]. *Scielo, 24*(2). Obtenido de https://doi.org/10.21897/rmvz.1646

Morishita, T., & Porter, R. (2023). *Gamebird Medicine and Management [Medicina y gestión de aves de caza]*. Nueva Jersey, EE.UU: Wiley. Obtenido de https://www.google.com.ec/books/edition/Gamebird_Medicine_and_Management/j2N6EAAAQBAJ?hl=es&gbpv=1&dq=tetrameres+americana+clinical+signs&pg=PA160&printsec=frontcover

Mousa, M., Attia, M., Salem, H., Hoshan, N., Thabit, H., Ibrahim, M., . . . Saied, M. (2024). Coinfection of the gut with protozoal and metazoal parasites in broiler and laying chickens[Coinfección del intestino con parásitos protozoarios y metazoarios en pollos de engorde y ponedoras.]. *ScienceDirect, 1*(103). Obtenido de https://doi.org/10.1016/j.psj.2023.103227

MSD. (10 de 05 de 2022). *Conoce los aspectos más importantes de la anatomía del pollo y las gallinas*. Obtenido de Experto Avicultor: https://www.aviculturamsd.com/2022/05/10/conoce-los-aspectos-mas-importantes-de-la-anatomia-del-pollo-y-las-gallinas/

Nature Portfolio. (2023). Parasitism articles from across Nature Portfolio [Artículos sobre parasitismo de todo Nature Portfolio]. *Nature*. Obtenido de https://www.nature.com/subjects/parasitism

Nuñez, J. (2021). Estudio de las Diferencias Morfo Fisiológicas entre Gallinas y Patos, y su Adaptacióna los Sistemas Intensivos de Producción. *(Tesis de Médico Veterinario).* Universidad Técnica de Machala, Machala, Ecuador.

Obtenido de http://dspace.utb.edu.ec/bitstream/handle/49000/13109/E-UTB-FACIAG-ING%20AGROP-000222.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Osorio, Sara; Gutiérrez, Jenny; Osorio, Luis. (06 de 03 de 2020). Overview of Poultry Eimeria Life Cycle and Host-Parasite Interactions [Descripción general del ciclo de vida de Eimeria avícola y las interacciones huésped-parásito]. *National Center for Biotechnology Information, 7*(384). doi:https://doi.org/10.3389%2Ffvets.2020.00384

Ottenburghs, J. (2020). *Genetic study traces the origin of this South American chicken [Estudio genético rastrea el origen de este pollo sudamericano]*. Obtenido de [Entrada de blog]: https://avianhybrids.wordpress.com/2020/01/18/where-did-the-ecuadorian-creole-chicken-come-from/

Panich, W., Tejangkura, T., & Chontananarth, T. (2021). Novel high-performance dete[Nueva detección de alto rendimiento de Raillietina echinobothrida , Raillietina tetragona y Raillietina cesticillus mediante amplificación isotérmica mediada por bucle junto con una varilla medidora de flujo lateral (LAMP-LFD)]. *Elsevier, 292*. doi:https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109396

Paredes, A. (2021). Coccidiosis, Métodos de Control: Uso de Ionoforos y Agentes Sintéticos. *Avicultura.mx*. Obtenido de https://www.avicultura.mx/micrositio/pisa-agropecuaria/Coccidiosis,-Metodos-de-Control:-Uso-de-Ionoforos-y-Agentes-Sinteticos

Phalee, W., & Phalee, A. (2017). Cestode Diversity of Free-Range Domestic Chickens (Gallus gallus domesticus) in Phitsanulok Province. *Burapha Science Journal, 22*(1). Obtenido de https://scijournal.buu.ac.th/index.php/sci/article/view/1349

Pillajo, A. (2023). Determinación Morfológica y Faneróptica de la Gallina Criolla de la zona Noroccidental de la Provincia de Pichincha. *(Tesis de Ingeniería).* ESPOCH, Riobamba. Obtenido de http://dspace.espoch.edu.ec/bitstream/123456789/19183/1/17T01872.pdf

Poultry DVM. (2023). *Tetrameriasis*. Obtenido de [Entrada de blog]: https://poultrydvm.com/condition/capillaria-worms

Puttalakshmamma, G. C; Ananda, K. J; Prathiush, P. R; Mamatha, G. S; Rao, Suguna. (Julio de 2008). Prevalence of gastrointestinal parasites of poultry in and around Bangalore. *Veterinary World, 1*(7), 201–202. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/49608060_Prevalence_of_Gastrointestinal_parasites_of_Poultry_in_and_around_Banglore

Quimi, H. (2021). Caracterización Morfológica y Faneróptica de la Galina Criolla. *(Tesis de Ingeniería).* Universidad Estatal Península de Santa Elena, Santa Elena. Obtenido de https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/6402/1/UPSE-TIA-2021-0049.pdf

Rabbi, K., Islam, A., Majumder, S., Anisuzzaman, & Rahman, H. (2006). Gastrointestinal helminths infection in different types of poultry. *Bangladesh Journal of Veterinary Medicine, 4*(1). Obtenido de https://doi.org/10.3329/bjvm.v4i1.1519

Ramirez, G. (2022). Determinar los daños ocasionados por presencia de coccidias en las mucosas intestinales de las y sus repercusiones económicas. *[Tesis de Médica]*. Universida Técnica de Machala, Machala. Obtenido de https://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/18514/1/ECUACA-2022-MV-DE00006.pdf

Ramírez, R., Herrera, J., Navarro, P., & Zamora, M. (2019). *Manual de Patología Macroscópica Diagnóstica de Aves Rapaces.* Coyoacán, México: Casa abierta al tiempo. Obtenido de https://www.casadelibrosabiertos.uam.mx/contenido/contenido/Libroelectronico/patologia_aves.pdf

Reda, E.-B., & Ibrahim, K. (2009). Evaluation of inhibition of Eimeria tenella sporozoites by antibody fragments expressed in pea. [Evaluación de la inhibición de esporozoítos de Eimeria tenella mediante fragmentos de anticuerpos expresados en guisante.]. *Institute of Parasitology Faculty of Veterinary Medicine University of Leipzig*, 6. Obtenido de

https://www.passeidireto.com/arquivo/63970797/10-1-1-462-2734?utm_source=chatgpt.com

Rivera, F. (25 de Octubre de 2018). Prevalencia de huevos de parásitos gastrointestinales y sus factores de riesgo en gallinas criollas (Gallus gallus domesticus), de traspatio, en el Distrito de Rupa Rupa. *(Tesis de Ingeniería).* Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María, PERÚ. doi:https://repositorio.unas.edu.pe/server/api/core/bitstreams/e9db3811-937f-48c8-af71-6794c4ca7359/content

Rodriguez, G. (2023). Necropsia de aves. *Bmeditores*. Obtenido de https://bmeditores.mx/avicultura/necropsia-de-aves/

Salem, H., Khattab, M., Yehia, N., Hack, M., Saadony, M., Alhimaid, A., . . . Attia, M. (2022). *Morphological and molecular characterization of Ascaridia columbae in the domestic pigeon [columbae en la paloma doméstica (Columba livia domestica) y la evaluación de sus respuestas inmunológicas]*. Cairo: ELSEVIER. Obtenido de https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0032579121006179

Salem, H., Saad, A., Soliman, S., Selim, S., Mosa, W., Ahmed, A., . . . Saadony, M. (2023). Mejora del entorno intestinal de las aves y la productividad de las aves mediante la aplicación de alternativas seguras a los antibióticos: una revisión exhaustiva. *ELSEVIER, 102*(9), 3. doi:https://doi.org/10.1016/j.psj.2023.102840

Salem, H., Salaeh, N., Ragni, M., & Swelum, A. (2022). [Incidencia de parásitos gastrointestinales en palomas con una evaluación de la Actividad nematocida de nanopartículas de quitosano contra Ascaridia columbae.]. *ResearchGate, 101*(4). Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/358902696_Incidence_of_gastrointestinal_parasites_in_pigeons_with_an_assessment_of_the_nematocidal_activity_of_chitosan_nanoparticles_against_Ascaridia_columbae

Sanchez, M. (2022). Evaluación del efecto de la suplementación con ajo (Allium sativum) en relación con la carga parasitaria, valores hematológicos e indicadores de producción en pollo de engorde (Gallus gallus domesticus)

de la línea Ross en la ciudad de Popayán – Cauca. *(Tesis de Médico).* Universidad Antonio Nariño, Popayán. Obtenido de https://repositorio.uan.edu.co/items/2ca1802a-53f3-439a-abcb-837f4f775fff

Scanes, C. (2020). Avian Physiology: Are Birds Simply Feathered Mammals? [Fisiología aviar: ¿Son las aves simplemente mamíferos emplumados?]. *Fronteras y Fisiología, 11*, 5. doi:2020.542466

Shohana, N., Rony, S., Ali, H., Shahadat, H., Labony, S., Dey, A., . . . Anisuzzaman. (2023). Ascaridia galli infection in chicken: Pathobiology and immunological orchestra. *Immunity, Inflammation and Disease, 11*(9). doi: 10.1002/iid3.1001

Siddiqui, T., Hoque, R., Roy, B., Anisuzzaman, Alam, M., Khatun, S., & Dey, A. (2023). Morphological and phylogenetic analysis of Raillietina spp. in indigenous chickens (Gallus gallus domesticus) in Bangladesh. *Saudi Journal of Biological Sciences, 30*(103784). Obtenido de https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2023.103784

Singh, R., Gupta, I., & Damu, R. (2023). Ascariasis in poultry: A comprehensive review [Ascariasis en aves de corral: una revisión exhaustiva]. *La revista de innovación farmacéutica*, 701. Obtenido de https://www.thepharmajournal.com/archives/2023/vol12issue11S/PartJ/S-12-11-63-832.pdf

Sözübek, B. (2022). *Innovative agricultural pratices in soil, plant and environment [Prácticas agrícolas innovadoras en suelo, planta y medio ambiente]*. Iksad. Obtenido de https://iksadyayinevi.com/wp-content/uploads/2022/03/INNOVATIVE-AGRICULTURAL-PRACTICES-IN-SOIL-PLANT-AND-ENVIRONMENT.pdf

Tanuwijaya, P. (2021). [Infecciones Parasitadas en ambientes avícolas (Reporte de caso sobre endoparasito de gallus domesticus)]. *Journal of Environmental Science and Sustainable Development, 4*, 99. Obtenido de https://scholarhub.ui.ac.id/jessd/

Toalombo, P. (2019). Caracterización morfológica, reproductiva y genética de la gallina criolla del Ecuador. *(Tesis Doctoral).* Universidad de Córdova, España. Obtenido de https://helvia.uco.es/xmlui/handle/10396/19648

Torres, P., Cerna, O., Rubilar, A., Subiabre, Á., & Oyarzún, P. (2020). Blastocystosis y otras infecciones intestinales por parásitos eucarióticos en Gallus gallus domesticus en localidades del sur de Chile. *Scielo, 31*(4), 6. Obtenido de http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v31n4/1609-9117-rivep-31-04-e19041.pdf

Troya, F. (2021). Parasites may gross us out, but they hold ecosystems together [Los parásitos pueden darnos asco, pero mantienen unidos los ecosistemas]. *National Geographic,* s.p. Obtenido de https://www.nationalgeographic.com/animals/article/parasites-are-diverse-heres-why-they-matter

Universidad de California, Agricultura y Recursos Naturales. (2020). Eutanasia de aves de corral. *UCDAVIS*. Obtenido de https://ucanr.edu/sites/aves/files/301029.pdf

Valladares, J. (24 de 04 de 2019). Diferencias Anatómicas Histológicas y Fisiológicas entre Mamíferos y Aves. Obtenido de https://bmeditores.mx/entorno-pecuario/diferencias-anatomicas-histologicas-y-fisiologicas-entre-mamiferos-y-aves-2214/

Valls, J. (2020). Valoración de la integridad intestinal. *nutriNews*, 15. Obtenido de https://nutrinews.com/valoracion-de-la-integridad-intestinal-en-aves/

Vanegas, B., Mendoza, E., & Delgado, C. (2023). Ascaridia galli: A report of erratic migration in eggs for human consumption in [Ascaridia galli: Un informe de migración errática en huevos para consumo humano en Bucaramanga, Colombia – reporte de caso]. *Scielo, 75*(1), 123. Obtenido de https://www.scielo.br/j/abmvz/a/zgJZxCdDMXtBzFdN5QnF9BP/?format=pdf&lang=en

Varela, J. (2021). Principales parásitos intestinales en aves de la orden Galliforme, revisión bibliográfica. *(Tesis de Medico).* Universidad Antonio Nariño,

Popayán. Obtenido de https://repositorio.uan.edu.co/bitstreams/e722d235-0806-4d83-9b67-2d21017dd488/download

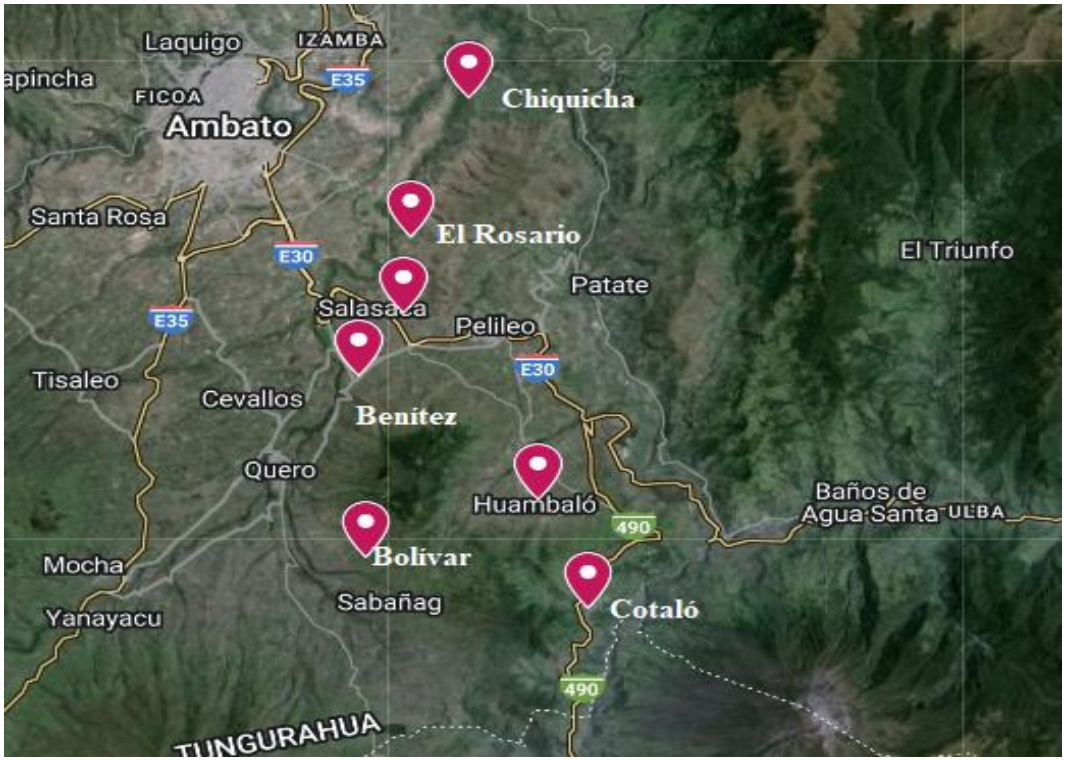
Viscarra, M. (2021). Prevalencia de ascaridiosis (ascaridia galli y heterakis gallinarum) en gallos de pelea (gallus gallus domesticus) en el distrito de Socabaya. *(Tesis de Médico).* Universidad Católica de Santa María, Arequipa. Obtenido de https://repositorio.ucsm.edu.pe/items/d60b56c7-523b-4ac5-a78c-6b93bbadf1b0

Yevstafieva, V., Starodub, Y., Melnychuk, V., & Bakhur, T. (2020). Assessment of Time Periods of Exogenous Development of [Evaluación de períodos de tiempo de desarrollo ecogénico de Nematodos Trichostrongylus tenuis, parasitarios en gansos domésticos]. *Kocatepe Veterinary Journal*, *13*(3), 229. Obtenido de https://dergipark.org.tr/tr/download/article-file/1158071

Yevstafieva, V., Starodub, Y., Pisarenko, V., V, B., & Nikiforova, O. (2020). [Rasgos diferenciales de especies de Trichostrongylus tenuis (Nematoda, Trichostrongylidae]. *Regulatory Mechanisms in Biosystems*, 450-451. Obtenido de https://www.semanticscholar.org/reader/af667bc1b68ea6c475448a03d7cd4aaada22a8a3

ANEXOS

Anexo 1. Mapa de ubicación de la investigación



Nota: Imagen satelital obtenida a través de Google Maps 2024.

Anexo 2. Base de datos

N° de muestras	Procedencia	Sexo	Edad (meses)	Rango edad	Peso (kg)
1	P. El Rosario	Hembra	6	5-8 meses	1
2	P. El Rosario	Hembra	7	5-8 meses	1
3	P. El Rosario	Macho	7	5-8 meses	2
4	P. El Rosario	Macho	5	5-8 meses	2
5	P. El Rosario	Hembra	6	5-8 meses	1
6	P. El Rosario	Hembra	8	5-8 meses	2
7	P. El Rosario	Macho	9	8-11 meses	2
8	P. El Rosario	Hembra	6	5-8 meses	1
9	P. El Rosario	Hembra	5	5-8 meses	2
10	P. El Rosario	Macho	7	5-8 meses	2
11	P. Chiquicha	Hembra	7	5-8 meses	3
12	P. Chiquicha	Macho	7	5-8 meses	2
13	P. Chiquicha	Macho	6	5-8 meses	2
14	P. Chiquicha	Hembra	8	5-8 meses	2
15	P. Chiquicha	Hembra	9	8-11 meses	1
16	P. Chiquicha	Hembra	5	5-8 meses	2
17	P. Chiquicha	Hembra	8	5-8 meses	2
18	P. Chiquicha	Macho	7	5-8 meses	2
19	P. Chiquicha	Macho	6	5-8 meses	2
20	P. Chiquicha	Hembra	7	5-8 meses	1

21	P. Salasaca	Hembra	5	5-8 meses	2
22	P. Salasaca	Macho	6	5-8 meses	2
23	P. Salasaca	Hembra	7	5-8 meses	1
24	P. Salasaca	Hembra	6	5-8 meses	2
25	P. Salasaca	Hembra	7	5-8 meses	2
26	P. Salasaca	Macho	5	5-8 meses	3
27	P. Salasaca	Hembra	9	8-11 meses	2
28	P. Salasaca	Hembra	8	5-8 meses	2
29	P. Salasaca	Hembra	6	5-8 meses	2
30	P. Salasaca	Hembra	6	5-8 meses	2
31	P. Benítez	Macho	7	5-8 meses	3
32	P. Benítez	Hembra	6	5-8 meses	3
33	P. Benítez	Hembra	7	5-8 meses	2
34	P. Benítez	Hembra	6	5-8 meses	2
35	P. Benítez	Hembra	5	5-8 meses	2
36	P. Benítez	Macho	5	5-8 meses	2
37	P. Benítez	Hembra	6	5-8 meses	1
38	P. Benítez	Macho	8	5-8 meses	2
39	P. Benítez	Macho	9	8-11 meses	2
40	P. Benítez	Hembra	6	5-8 meses	1
41	P. Huambaló	Hembra	7	5-8 meses	1
42	P. Huambaló	Macho	7	5-8 meses	1
43	P. Huambaló	Hembra	6	5-8 meses	2
44	P. Huambaló	Hembra	6	5-8 meses	2
45	P. Huambaló	Hembra	7	5-8 meses	2
46	P. Huambaló	Hembra	6	5-8 meses	1
47	P. Huambaló	Hembra	5	5-8 meses	2

48	P. Huambaló	Hembra	5	5-8 meses	2
49	P. Huambaló	Hembra	7	5-8 meses	2
50	P. Huambaló	Macho	8	5-8 meses	2
51	P. Bolívar	Hembra	6	5-8 meses	2
52	P. Bolívar	Macho	5	5-8 meses	2
53	P. Bolívar	Hembra	9	8-11 meses	2
54	P. Bolívar	Hembra	8	5-8 meses	2
55	P. Bolívar	Hembra	7	5-8 meses	2
56	P. Bolívar	Hembra	8	5-8 meses	2
57	P. Bolívar	Hembra	7	5-8 meses	2
58	P. Bolívar	Hembra	9	8-11 meses	1
59	P. Bolívar	Macho	8	5-8 meses	2
60	P. Bolívar	Hembra	5	5-8 meses	1
61	P. Cotaló	Macho	6	5-8 meses	1
62	P. Cotaló	Hembra	5	5-8 meses	2
63	P. Cotaló	Hembra	5	5-8 meses	2
64	P. Cotaló	Hembra	11	8-11 meses	3
65	P. Cotaló	Hembra	12	11-14 meses	3
66	P. Cotaló	Hembra	8	5-8 meses	2
67	P. Cotaló	Hembra	6	5-8 meses	2
68	P. Cotaló	Hembra	6	5-8 meses	3
69	P. Cotaló	Hembra	7	5-8 meses	3
70	P. Cotaló	Hembra	12	11-14 meses	3

	LOCALIZACIÓN Y TIPO DE PARÁSITO			
Nº de muestras	**MACROSCÓPICO**			
	Resultado	**I. Delgado**	**Resultado**	**Ciegos**
1	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
2	Positivo	*Raillietina sp.*	Negativo	ninguno
3	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
4	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
5	Positivo	*A. galli, R. tetragona*	Negativo	ninguno
6	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
7	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
8	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
9	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
10	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
11	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
12	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
13	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
14	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
15	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
16	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
17	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
18	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
19	Positivo	*Raillietina sp.*	Negativo	ninguno
20	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
21	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
22	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
23	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
24	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*

25	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
26	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
27	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
28	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
29	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
30	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
31	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
32	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
33	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
34	Positivo	*A. galli*, *R. tetragona*	Negativo	ninguno
35	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
36	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
37	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
38	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
39	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
40	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
41	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
42	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
43	Positivo	*A. galli*, *R. tetragona*	Negativo	ninguno
44	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
45	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
46	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
47	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
48	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
49	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
50	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
51	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno

52	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
53	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
54	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
55	Positivo	*A. galli, R. cesticillus*	Positivo	*H. gallinarum*
56	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
57	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
58	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
59	Positivo	*R. tetragona*	Negativo	ninguno
60	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
61	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
62	Positivo	*R. cesticillus*	Positivo	*H. gallinarum*
63	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
64	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
65	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
66	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
67	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
68	Positivo	*A. galli, R. tetragona*	Negativo	ninguno
69	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
70	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno

Nº de muestras	LOCALIZACIÓN Y TIPO DE PARÁSITO			
	MICROSCÓPICO			
	Resultado	**I. Delgado**	**Resultado**	**Ciegos**
1	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
2	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
3	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
4	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
5	Positivo	*A. galli, Raillietina sp.*	Negativo	ninguno
6	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
7	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
8	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
9	Positivo	*Raillietina sp.*	Negativo	ninguno
10	Positivo	*Raillietina sp.*	Negativo	ninguno
11	Positivo	*Raillietina sp.*	Negativo	ninguno
12	Positivo	*Capillaria sp.*	Negativo	ninguno
13	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
14	Positivo	*A. galli, Capillaria sp.*	Negativo	ninguno
15	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
16	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
17	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
18	Positivo	*E. máxima*	Negativo	ninguno
19	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
20	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
21	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
22	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
23	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno

24	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
25	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
26	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
27	Positivo	*Eimeria sp.*	Negativo	ninguno
28	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
29	Positivo	*A. galli*	Positivo	*H. gallinarum*
30	Positivo	*E. necatrix*	Negativo	ninguno
31	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
32	Positivo	*Capillaria sp.*	Positivo	*Capillaria sp.*
33	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
34	Positivo	*A. galli, Raillietina sp.*	Negativo	ninguno
35	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
36	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
37	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
38	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
39	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
40	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
41	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum, E. tenella*
42	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
43	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
44	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
45	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
46	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
47	Positivo	*A. galli*	Positivo	*H. gallinarum*
48	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
49	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
50	Positivo	*Capillaria sp.*	Negativo	ninguno
51	Positivo	*E. necatrix*	Positivo	*E. tenella*
52	Positivo	*E. necatrix*	Positivo	*E. tenella*

53	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
54	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
55	Negativo	ninguno	Positivo	*E. tenella*
56	Positivo	*A. galli*	Positivo	*H. gallinarum*
57	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
58	Positivo	*Capillaria sp.*	Negativo	ninguno
59	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
60	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
61	Negativo	ninguno	Positivo	*H. gallinarum*
62	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
63	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
64	Positivo	*A. galli*	Negativo	ninguno
65	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
66	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
67	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
68	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
69	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno
70	Negativo	ninguno	Negativo	ninguno

N° de muestras	TAMAÑO DEL PARÁSITO				
	MACROSCÓPICO				
	A. galli (cm)	*R. tetragona (cm)*	*H. gallinarum (mm)*	*Raillietina sp.*	*R. cesticillus*
1	5-6	0	0	0	0
2	0	0	0	7-12	0
3	5-7	0	0	0	0
4	5-7	0	0	0	0
5	6-7	20-23	0	0	0
6	0	0	2-8	0	0
7	5-8	0	0	0	0
8	0	0	0	0	0
9	0	19-22	0	0	0
10	0	18-23	0	0	0
11	0	15-23	0	0	0
12	0	0	0	0	0
13	6-8	0	0	0	0
14	0	0	0	0	0
15	0	0	5-10	0	0
16	0	21-24	0	0	0
17	0	7-26	0	0	0
18	0	0	0	0	0
19	0	0	0	Proglótides	0
20	0	0	0	0	0
21	6-7	0	0	0	0
22	0	0	0	0	0

23	0	0	0	0	0
24	0	0	5-13	0	0
25	5-7	0	0	0	0
26	0	10-24	0	0	0
27	0	0	0	0	0
28	7-8	0	0	0	0
29	0	0	0	0	0
30	0	0	0	0	0
31	0	0	4-6	0	0
32	0	0	0	0	0
33	4-8	0	0	0	0
34	6-7	22-23	0	0	0
35	0	0	0	0	0
36	0	20-24	0	0	0
37	0	0	7-11	0	0
38	0	7-26	0	0	0
39	0	22-25	0	0	0
40	0	0	9-13	0	0
41	0	0	0	0	0
42	0	0	5-11	0	0
43	5-7	23-25	0	0	0
44	0	0	0	0	0
45	4-7	0	0	0	0
46	0	20-23	0	0	0
47	0	0	0	0	0
48	6-8	0	0	0	0

49	0	10	0	0	0
50	0	0	0	0	0
51	0	0	0	0	0
52	0	0	0	0	0
53	0	0	9-12	0	0
54	0	0	0	0	0
55	0	22	5-8	0	13-14
56	0	0	0	0	0
57	0	0	0	0	0
58	0	0	0	0	0
59	0	23-24	0	0	0
60	6-7	0	0	0	0
61	0	0	0	0	0
62	0	0	6-10	0	6-8
63	0	0	6-10	0	0
64	0	0	0	0	0
65	0	0	5-12	0	0
66	0	0	6-11	0	0
67	0	0	6-11	0	0
68	3-5	23-25	0	0	0
69	0	0	5-10	0	0
70	5	0	0	0	0

N° de muestras	TAMAÑO DEL PARÁSITO MICROSCÓPICO							
	A. galli	***H. gallinarum***	***Raillietina sp.***	***Capillaria sp.***	***E. máxima***	***E. sp.***	***E. necatrix***	***E. tenella***
1	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
2	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
3	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
4	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
5	Huevos	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
6	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
7	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
8	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
9	ninguno	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
10	ninguno	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
11	ninguno	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
12	ninguno	ninguno	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
13	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
14	Huevos	ninguno	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
15	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
16	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
17	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
18	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	Ooquistes	ninguno	ninguno	ninguno
19	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
20	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
21	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
22	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
23	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
24	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
25	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno

26	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
27	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	Ooquistes	ninguno	ninguno
28	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
29	Huevos	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
30	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	Ooquistes	ninguno
31	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
32	ninguno	ninguno	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
33	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
34	Huevos	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
35	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
36	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
37	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
38	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
39	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
40	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
41	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	Ooquistes
42	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
43	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
44	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
45	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
46	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
47	Huevos	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
48	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
49	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
50	ninguno	ninguno	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
51	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	Ooquistes	Ooquistes
52	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	Ooquistes	Ooquistes
53	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
54	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
55	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	Ooquistes

56	Huevos	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
57	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
58	ninguno	ninguno	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
59	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
60	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
61	ninguno	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
62	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
63	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
64	Huevos	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
65	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
66	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
67	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
68	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
69	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno
70	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno	ninguno

N° de muestras	CARGA PARASITARIA MACROSCÓPICA								
	A. galli	***R. tetragona***	***H. gallinarum***	***Raillietina sp.***	***R. cesticillus***	***E. máxima***	***E. sp.***	***E. necatrix***	***E. tenella***
1	7	0	0	0	0	0	0	0	0
2	0	0	0	10	0	0	0	0	0
3	15	0	0	0	0	0	0	0	0
4	10	0	0	0	0	0	0	0	0
5	11	15	0	0	0	0	0	0	0
6	0	0	45	0	0	0	0	0	0
7	16	0	0	0	0	0	0	0	0
8	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	0	15	0	0	0	0	0	0	0
10	0	20	0	0	0	0	0	0	0
11	0	10	0	0	0	0	0	0	0
12	0	0	0	0	0	0	0	0	0
13	20	0	0	0	0	0	0	0	0
14	0	0	0	0	0	0	0	0	0
15	0	0	40	0	0	0	0	0	0
16	0	8	0	0	0	0	0	0	0
17	0	10	0	0	0	0	0	0	0
18	0	0	0	0	0	1	0	0	0
19	0	0	0	10	0	0	0	0	0
20	0	0	0	0	0	0	0	0	0
21	15	0	0	0	0	0	0	0	0
22	0	0	0	0	0	0	0	0	0
23	0	0	0	0	0	0	0	0	0

24	0	0	5	0	0	0	0	0	0
25	21	0	0	0	0	0	0	0	0
26	0	15	0	0	0	0	0	0	0
27	0	0	0	0	0	0	1	0	0
28	9	0	0	0	0	0	0	0	0
29	0	0	0	0	0	0	0	0	0
30	0	0	0	0	0	0	0	1	0
31	0	0	5	0	0	0	0	0	0
32	0	0	0	0	0	0	0	0	0
33	25	0	0	0	0	0	0	0	0
34	15	5	0	0	0	0	0	0	0
35	0	0	0	0	0	0	0	0	0
36	0	14	0	0	0	0	0	0	0
37	0	0	60	0	0	0	0	0	0
38	0	10	0	0	0	0	0	0	0
39	0	4	0	0	0	0	0	0	0
40	0	0	18	0	0	0	0	0	0
41	0	0	0	0	0	0	0	0	1
42	0	0	30	0	0	0	0	0	0
43	18	8	0	0	0	0	0	0	0
44	0	0	0	0	0	0	0	0	0
45	10	0	0	0	0	0	0	0	0
46	0	3	0	0	0	0	0	0	0
47	0	0	0	0	0	0	0	0	0
48	5	0	0	0	0	0	0	0	0
49	0	5	0	0	0	0	0	0	0

50	0	0	0	0	0	0	0	0	0
51	0	0	0	0	0	0	0	3	3
52	0	0	0	0	0	0	0	3	3
53	0	0	14	0	0	0	0	0	0
54	0	0	0	0	0	0	0	0	0
55	1	0	28	0	2	0	0	0	1
56	0	0	0	0	0	0	0	0	0
57	0	0	0	0	0	0	0	0	0
58	0	0	0	0	0	0	0	0	0
59	0	10	0	0	0	0	0	0	0
60	8	0	0	0	0	0	0	0	0
61	0	0	0	0	0	0	0	0	0
62	0	0	13	0	5	0	0	0	0
63	0	0	13	0	0	0	0	0	0
64	0	0	0	0	0	0	0	0	0
65	0	0	24	0	0	0	0	0	0
66	0	0	82	0	0	0	0	0	0
67	0	0	64	0	0	0	0	0	0
68	35	46	0	0	0	0	0	0	0
69	0	0	24	0	0	0	0	0	0
70	1	0	0	0	0	0	0	0	0

N° de muestras	CARGA PARASITARIA							
	MICROSCÓPICO							
	A. galli	*H. gallinarum*	*Raillietina sp.*	*Capillaria sp.*	*E. máxima*	*E. sp.*	*E. necatrix*	*E. tenella*
1	0	0	0	0	0	0	0	0
2	0	0	0	0	0	0	0	0
3	1	0	0	0	0	0	0	0
4	2	0	0	0	0	0	0	0
5	2	0	1	0	0	0	0	0
6	0	0	0	0	0	0	0	0
7	1	0	0	0	0	0	0	0
8	1	0	0	0	0	0	0	0
9	0	0	1	0	0	0	0	0
10	0	0	2	0	0	0	0	0
11	0	0	1	0	0	0	0	0
12	0	0	0	1	0	0	0	0
13	1	0	0	0	0	0	0	0
14	1	0	0	2	0	0	0	0
15	0	1	0	0	0	0	0	0
16	0	0	0	0	0	0	0	0
17	0	0	0	0	0	0	0	0
18	0	0	0	0	1	0	0	0
19	0	0	0	0	0	0	0	0
20	0	0	0	0	0	0	0	0
21	0	0	0	0	0	0	0	0
22	1	0	0	0	0	0	0	0
23	1	0	0	0	0	0	0	0
24	0	0	0	0	0	0	0	0

25	0	0	0	0	0	0	0	0
26	0	0	0	0	0	0	0	0
27	0	0	0	0	0	1	0	0
28	0	0	0	0	0	0	0	0
29	1	1	0	0	0	0	0	0
30	0	0	0	0	0	0	1	0
31	0	0	0	0	0	0	0	0
32	0	0	0	2	0	0	0	0
33	0	0	0	0	0	0	0	0
34	2	0	1	0	0	0	0	0
35	0	1	0	0	0	0	0	0
36	2	0	0	0	0	0	0	0
37	0	0	0	0	0	0	0	0
38	0	0	0	0	0	0	0	0
39	0	0	0	0	0	0	0	0
40	0	0	0	0	0	0	0	0
41	0	1	0	0	0	0	0	1
42	0	0	0	0	0	0	0	0
43	1	0	0	0	0	0	0	0
44	0	0	0	0	0	0	0	0
45	0	0	0	0	0	0	0	0
46	0	0	0	0	0	0	0	0
47	1	1	0	0	0	0	0	0
48	0	0	0	0	0	0	0	0
49	0	0	0	0	0	0	0	0
50	0	0	0	1	0	0	0	0
51	0	0	0	0	0	0	3	3
52	0	0	0	0	0	0	3	3
53	0	1	0	0	0	0	0	0

54	0	1	0	0	0	0	0	0
55	0	0	0	0	0	0	0	1
56	1	1	0	0	0	0	0	0
57	0	1	0	0	0	0	0	0
58	0	0	0	1	0	0	0	0
59	0	0	0	0	0	0	0	0
60	0	0	0	0	0	0	0	0
61	0	1	0	0	0	0	0	0
62	0	0	0	0	0	0	0	0
63	0	0	0	0	0	0	0	0
64	1	0	0	0	0	0	0	0
65	0	0	0	0	0	0	0	0
66	0	0	0	0	0	0	0	0
67	0	0	0	0	0	0	0	0
68	0	0	0	0	0	0	0	0
69	0	0	0	0	0	0	0	0
70	0	0	0	0	0	0	0	0

N° de muestras	CARACTERÍSTICAS DE LA MUCOSA	
	I. Delgado	Ciegos
1	Lesiones leves	Normal
2	Lesiones moderadas	Normal
3	Lesiones leves	Normal
4	Lesiones leves	Normal
5	Lesiones leves	Normal
6	Normal	Lesiones moderadas
7	Lesiones leves	Normal
8	Normal	Normal
9	Lesiones moderadas	Normal
10	Lesiones moderadas	Normal
11	Lesiones moderadas	Normal
12	Normal	Normal
13	Lesiones leves	Normal
14	Normal	Normal
15	Normal	Lesiones moderadas
16	Lesiones moderadas	Normal
17	Lesiones moderadas	Normal
18	Normal	Normal
19	Lesiones leves	Normal
20	Normal	Normal
21	Lesiones leves	Normal
22	Normal	Normal
23	Normal	Normal
24	Normal	Lesiones leves

25	Lesiones moderadas	Normal
26	Lesiones moderadas	Normal
27	Lesiones leves	Normal
28	Lesiones leves	Normal
29	Normal	Normal
30	Normal	Normal
31	Normal	Lesiones leves
32	Normal	Normal
33	Lesiones moderadas	Normal
34	Lesiones moderadas	Normal
35	Normal	Normal
36	Lesiones leves	Normal
37	Normal	Lesiones leves
38	Lesiones moderadas	Normal
39	Lesiones leves	Normal
40	Normal	Lesiones leves
41	Normal	Normal
42	Normal	Lesiones moderadas
43	Lesiones moderadas	Normal
44	Normal	Normal
45	Lesiones leves	Normal
46	Lesiones leves	Normal
47	Normal	Normal
48	Lesiones leves	Normal
49	Lesiones leves	Normal
50	Normal	Normal
51	Lesiones leves	Normal

52	Lesiones leves	Normal
53	Normal	Lesiones leves
54	Normal	Normal
55	Lesiones moderadas	Lesiones leves
56	Normal	Normal
57	Normal	Normal
58	Normal	Normal
59	Lesiones leves	Normal
60	Lesiones leves	Normal
61	Normal	Normal
62	Lesiones leves	Lesiones moderadas
63	Normal	Lesiones moderadas
64	Normal	Normal
65	Normal	Lesiones moderadas
66	Normal	Lesiones leves
67	Normal	Lesiones leves
68	Lesiones leves	Normal
69	Normal	Lesiones moderadas
70	Normal	Normal

Anexo 3. Fotografías

PREPARACIÓN DE LAS MUESTRAS



Incisión del ave

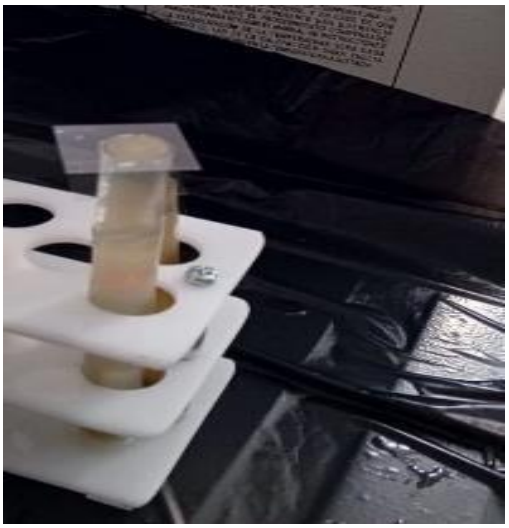


Incisión del I. delgado

EXAMEN COPROPARASITARIO



Recolección de heces



Examen coproparasitario por técnica de flotación

OBSERVACION MACROSCOPICA



Tenias del género *Heterakis gallinarum*



Tenias *del género A. galli*

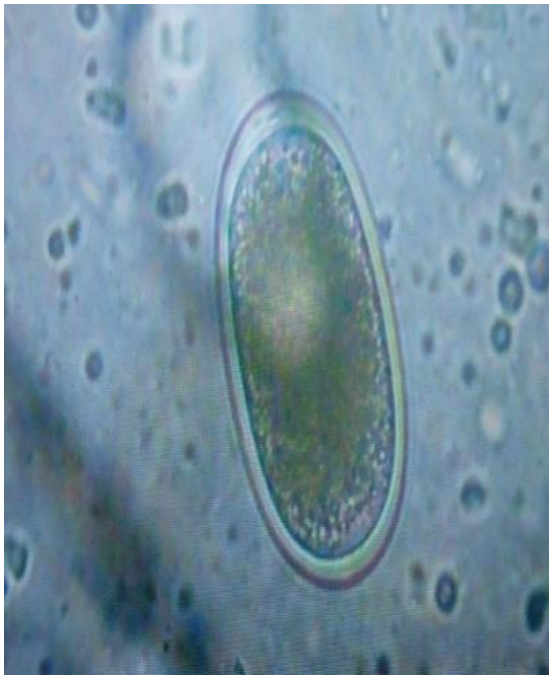


Petequias en la serosa



Lesiones rojizas

OBSERVACIÓN MICROSCÓPICA



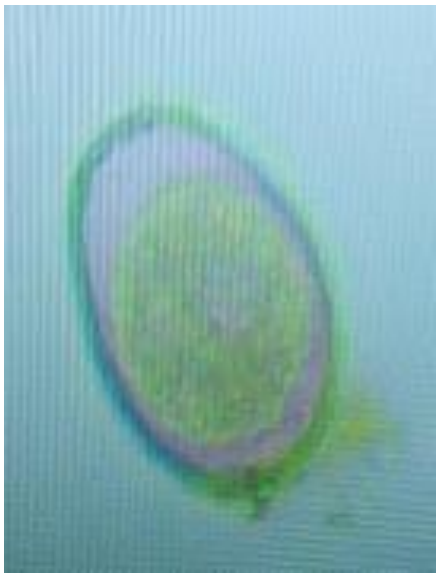
Huevo de *Ascaridia galli*



Huevo de *Heterakis gallinarum*



Huevo de *Capillaria*

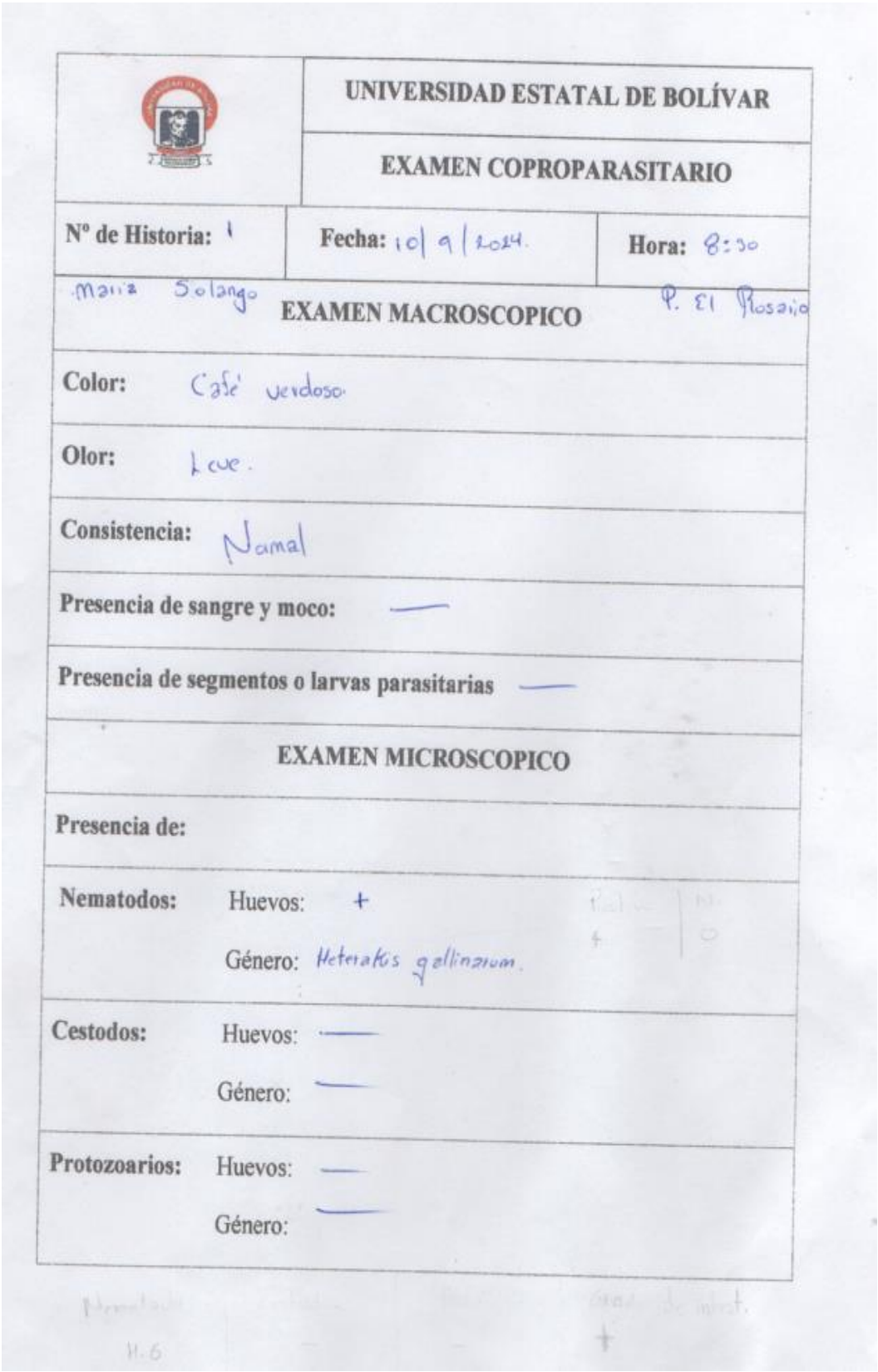


Ooquiste de *Eimeria necatrix*

VISITA DE CAMPO



Anexo 4. Ficha de examen coproparasitario



UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR

EXAMEN COPROPARASITARIO

Nº de Historia: 1	**Fecha:** 10/9/2024.	**Hora:** 8:30

María Solango — P. El Rosario

EXAMEN MACROSCOPICO

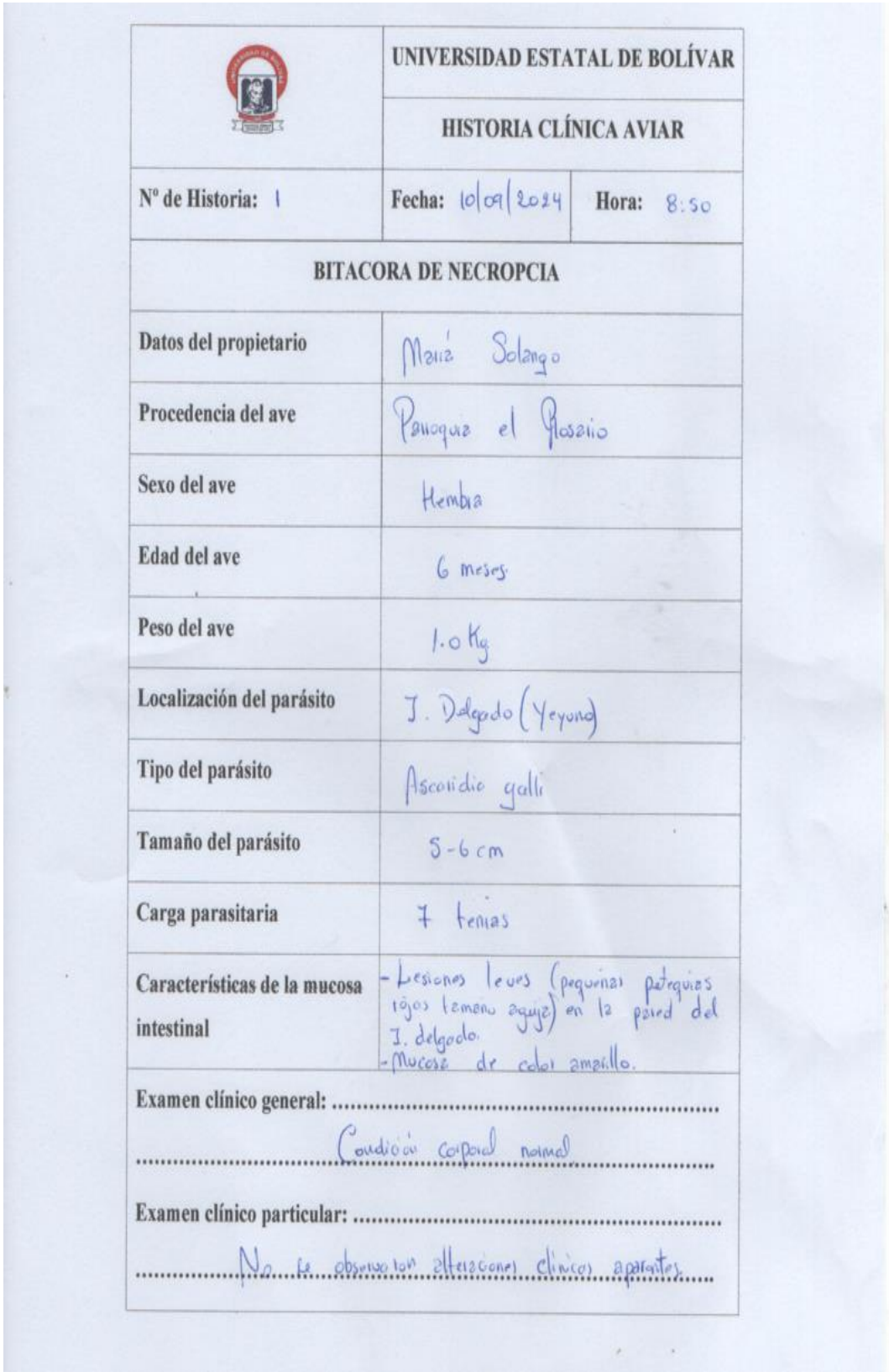
Color:	Café verdoso.
Olor:	Leve.
Consistencia:	Normal
Presencia de sangre y moco:	—
Presencia de segmentos o larvas parasitarias	—

EXAMEN MICROSCOPICO

Presencia de:

Nematodos:	Huevos:	+
	Género:	Heterakis gallinarum.
Cestodos:	Huevos:	—
	Género:	—
Protozoarios:	Huevos:	—
	Género:	—

Anexo 5. Ficha de necropsia aviar



	UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR	
	HISTORIA CLÍNICA AVIAR	
Nº de Historia: 1	Fecha: 10/09/2024	Hora: 8:50
BITACORA DE NECROPCIA		
Datos del propietario	María Solango	
Procedencia del ave	Parroquia el Rosario	
Sexo del ave	Hembra	
Edad del ave	6 meses	
Peso del ave	1.0 Kg	
Localización del parásito	I. Delgado (Yeyuno)	
Tipo del parásito	Ascaridia galli	
Tamaño del parásito	5-6 cm	
Carga parasitaria	7 tenias	
Características de la mucosa intestinal	- Lesiones leves (pequeñas petequias rojas tamaño aguja) en la pared del I. delgado. - Mucosa de color amarillo.	
Examen clínico general: ..... Condición corporal normal		
Examen clínico particular: ..... No se observan alteraciones clínicas aparentes		

Anexo 6. Técnica de evaluación de lesiones de coccidiosis de Johnson & Reid.

ESPECIE	CARACTERÍSTICAS
E. TENELLA	**GRADO 1:** Pequeñas petequias en pared cecal. Los ciegos pueden estar engrosados o no
	GRADO 2: Lesiones numerosas con hemorragia apreciable en contenido cecal, ciegos engrosados.
	GARDO 3: Contenido cecal hemorrágico muy abundante o secuestro cecal, paredes fuertemente engrosadas. Presencia de sustancia cecal.
	GRADO 4: Fuerte distensión de los ciegos, conteniendo hemorragia y secuestro caseoso.
E. NECATRIX	**GRADO 1:** Pequeñas petequias diseminadas con punteado blanquecino fácil de ver desde el exterior de la serosa. Pocas lesiones o ninguna en la superficie de la mucosa.
	GRADO 2: Numerosas petequias en la superficie de la serosa, puede observarse engrosamiento intestino medio.
	GARDO 3: Hemorragia extensa en el lumen del intestino, la superficie de la serosa está recubierta de petequias rojas y placas blanquecinas y está enrojecido y engrosado la mitad del intestino; ausencia de contenido intestinal normal.

	GRADO 4: Intestino oscuro debido a la extensa hemorragia con contenido de mucus rojo o marrón oscuro. El intestino está totalmente engrosado.
E. MAXIMA	**GRADO 1:** Pequeñas petequias rojas tamaño aguja, en pared del intestino medio. No hay abultamiento o engrosamiento del intestino. Puede haber algo moco naranja.
	GRADO 2: Numerosas petequias rojas en la superficie de la mucosa. Engrosamiento de la pared intestinal.
	GRADO 3: Pared intestinal abultada y engrosada. Contenido del mucus intestinal con coágulos de sangre y moco.
	GRADO 4: Pared intestinal engrosada con coágulos de sangre muy abundantes que dan color característico y olor putrefacto intestinal.
E. ACERVULINA	**GRADO 1:** Lesiones dispersas blanquecinas o en escalera en duodeno, hasta un máximo de $5/cm^2$. **GRADO 2:** Lesiones más juntas, las paredes intestinales no aparecen engrosadas
	GRADO 3: Lesiones que se fusionan dando aspecto de revestimiento. Pared engrosada y contenido acuoso.
	GRADO 4: Pared grisácea con las colonias fusionadas. Intestino lleno de exudado cremoso abundante en ooquistes.

Fuente: (AveNews, 2019)

Anexo 7. Glosario

Blastocelomados: Animales que, en fase embrionaria, presentan un pseudoceloma, es decir, una cavidad invertida por el mesodermo y el endodermo.

Células reticulares: Células estromales que proporcionan un andamiaje para la proliferación y diferenciación de células hematopoyéticas en la médula ósea.

Cisticercoide: Forma juvenil no vesicular, sino sólida, en la que el protoescólex no está completamente invaginado sino sumido dentro de él obliterando la cavidad. En algunos casos, el cisticerco de presenta una pequeña cola.

Cistercerco: Vesícula que contiene un escólex invaginado (protoescólex). Cuando se produce la ingestión de éste por parte del hospedador definitivo, el escólex se evagina, perdiéndose el resto de la vesícula.

Derméstidos: Familia de pequeños escarabajos, entre 1-12mm de largo.

Embrióforo: Cubierta protectora de la oncosfera de los platelmintos.

Escólex: Primero de los segmentos de que está formado el cuerpo de los gusanos cestodos, más abultado que los que lo siguen inmediatamente y provisto de ventosas, y a veces también de ganchos, con los que el animal se fija al cuerpo de su huésped

Esporocisto: Segunda Estadio larvario de gusanos trematodos, de forma alargada, que se desarrolla a partir del miracidio y produce redia (reproducción asexual).

Esporular: Volverse infecciosos.

Esquizonte: Célula multinuclear de algunos esporozoos que es el resultado del crecimiento del trofozoito en una célula del huésped; se divide por segmentación en merozoítos.

Esquizogonia: Tipo de reproducción asexual que se observa en el ciclo de la generación alternante de los esporozoos y que consiste en la división del núcleo celular en gran número de núcleos secundarios que se rodean de protoplasma.

Gamogonía: Proceso de reproducción sexual en el que los gametos se fusionan para formar un cigoto.

Gubernáculo: Estructura embrionaria que ayuda a guiar el descenso correcto de las gónadas en sus posiciones finales.

Histomoniasis: Enfermedad protozoárica causada por Histomonas meleagridis, y caracterizada por lesiones necróticas que afectan el hígado y el ciego.

Invaginado: Penetración de una porción del intestino en la luz de un segmento adyacente (invaginante), lo que causa obstrucción intestinal y, en ocasiones, isquemia intestinal.

Nutracéuticos: Complementos alimenticios, en forma de comprimidos, cápsulas, líquidos, gomas o polvos, que contienen nutrientes como vitaminas, aminoácidos, minerales, extractos de plantas y otros.

Oncosfera: Llamada también hexacanto es un estado larvario de los cestodos.

Ooquiste: Ovoquiste u oocisto es el quiste que forma el cigoto de un parásito apicomplejo.

Oviyector: Fibras musculares a modo de esfínteres en la porción terminal del útero que está recubierto por un epitelio cúbico.

Paraténicos: Aquel en el cual el parásito no se desarrolla dado que no representa una etapa obligada para su ciclo biológico.

Pseudocelomados: Grupo animal comprendido por organismos cuya cavidad corporal no es de origen mesodérmico, y es denominado pseudoceloma, que funciona como un celoma verdadero.

Simbiosis: Forma en la que individuos de diferentes especies se relacionan entre sí, obteniendo el beneficio de al menos uno de los dos.

Sinusoides: Canales a través de los cuales fluye la sangre desde los espacios porta hasta la vénula hepática.

Tenebriónidos: Una de las grandes familias de coleópteros con unas 20.000 especies descritas, Y son principalmente consumidores de materia vegetal muerta.