



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

**PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN
GALLINAS CRIOLLAS EN FINCAS DEL SECTOR COTAPINO**

Trabajo de Integración Curricular

Tipo: Proyecto de Investigación

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR: KLEVER FABIAN OLALLA TACURI

DIRECTOR: MVZ. NELSON RENE ORTIZ NAVEDA, MGS

El Coca – Ecuador

2023

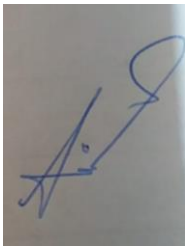
© 2023, Klever Fabian Olalla Tacuri

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

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

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

El Coca, 02 de agosto de 2023



Klever Fabian Olalla Tacuri

1500724511

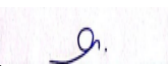
ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTECNIA

El Tribunal del Trabajo de Integración Curricular certifica que: El Trabajo de Integración Curricular, tipo: Proyecto de Investigación **PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN GALLINAS CRIOLLAS EN FINCAS DEL SECTOR COTAPINO** de responsabilidad del señor **KLEVER FABIAN OLALLA TACURI**, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal del Trabajo de Integración Curricular, el mismo que cumple con los requisitos científicos, técnicos, legales, en tal virtud el Tribunal Autoriza su presentación.

FIRMA

FECHA

Ing. Julio César Benavides Lara, MSc.
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

_____  _____

2023-08-02

MVZ. Nelson Rene Ortiz Naveda, Mgs.
**DIRECTOR DEL TRABAJO DE
INTEGRACIÓN CURRICULAR**

_____  _____

2023-08-02

Ing. Diego Fabián Maldonado Arias, MSc.
**ASESOR DEL TRABAJO DE
INTEGRACIÓN CURRICULAR**

_____  _____

2023-08-02

DEDICATORIA

Este trabajo de investigación lo dedico con todo mi cariño a: Mis queridos padres, Kleber Olalla y Rosa Tacuri.

Klever

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por; guiar siempre mi camino. A mis padres y demás familiares por ser el pilar fundamental dentro de mi formación académica. A la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo y a sus docentes. A mi director M.V.Z Nelson Ortiz y a mi asesor ING. Diego Maldonado por su apoyo incondicional en la realización de este trabajo de investigación. A mis amigos y compañeros que formaron parte de mi vida estudiantil. A la Sra. Cristina Villa por acogerme varias veces en su hogar durante mi estancia en la ciudad del Coca por motivos estudiantiles. A los productores que me permitieron realizar mi investigación en sus predios.

Klever

ÍNDICE DE CONTENIDO

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

CAPÍTULO I

1. PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN.....	2
1.1. Planteamiento del problema.....	2
1.2. Justificación.....	2
1.3. Objetivos.....	3
1.3.1. <i>Objetivo general</i>	3
1.3.2. <i>Objetivos específicos</i>	3
1.4. Hipótesis.....	3

CAPÍTULO II

2. MARCO TEÓRICO.....	4
2.1. Gallinas criollas.....	4
2.2. Taxonomía y Generalidades.....	4
2.3. Características.....	5
2.4. Apariencia.....	5
2.5. Alimentación.....	6
2.6. Reproducción.....	7
2.7. Parasitismo.....	8
2.8. Parásitos gastrointestinales.....	10

2.8.1. Clase nematodos	10
2.8.1.2. <i>Taxonomía</i>	10
2.8.1.3. <i>Ciclo biológico</i>	11
2.8.1.4. <i>Patogénesis</i>	12
2.8.1.5. <i>Epidemiología</i>	12
2.8.1.6. <i>Periodo prepatente</i>	13
2.8.1.7. <i>Lesiones</i>	13
2.8.1.8. <i>Signos y síntomas</i>	14
2.8.1.9. <i>Diagnostico</i>	15
2.8.2. Clase Protozoarios	15
2.8.3. Eimeria spp	15
2.8.3.1. <i>Etiología</i>	15
2.8.3.2. <i>Taxonomía</i>	16
2.8.3.3. <i>Ciclo biológico</i>	16
2.8.3.4. <i>Periodo pre patente</i>	17
2.8.3.5. <i>Síntomas</i>	17
2.8.3.6. <i>Lesiones</i>	18
2.8.3.7. <i>Diagnostico</i>	18
2.8.4. Clase Cestodos	19
2.8.5. Davainea proglottina	19
2.8.5.1. <i>Etiología</i>	19
2.8.5.2. <i>Ciclo biológico</i>	20
2.8.5.3. <i>Periodo pre patente</i>	21
2.8.5.4. <i>Síntomas</i>	21
2.8.5.5. <i>Diagnostico</i>	21
2.8.6.1. <i>Método de flotación</i>	22
2.8.7. Solución salina saturada (Koffoyd y Barber)	23
2.8.8. Técnica de sedimentación fecal	24
2.8.9. Sedimentación por centrifugación	25

CAPÍTULO III

3. MARCO METODOLÓGICO	27
3.1. Materiales, equipos e insumos	27
3.1.1. <i>Materiales de campo</i>	27
3.1.2. <i>Materiales de oficina</i>	27
3.1.3. <i>Materiales de laboratorio</i>	27
3.2. Localización y duración	28
3.3. Métodos	29
3.3.1. <i>De campo</i>	29
3.3.2. <i>De laboratorio</i>	29
3.4. Población y muestra	29
3.5. Tipo de investigación	30
3.6. Diseño estadístico	30
3.7. Prevalencia	30
3.8. Mediciones experimentales	31

CAPÍTULO IV

4. MARCO DE ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS	32
4.1. Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas	34
4.2. Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo al nivel de parasitismo	36
4.3. Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo a su edad	37
4.4. Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo al lugar de procedencia	38
4.5. Calendario sanitario para el control de la parasitosis	39

CAPÍTULO V

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	42
--	----

5.1. Conclusiones	42
5.2. Recomendaciones	43

BIBLIOGRAFÍA

ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 2-1:	Se describe la clasificación taxonómica de las aves criollas	4
Tabla 2-2:	Clasificación taxonómica de <i>H. gallinarum</i>	10
Tabla 2-3:	Clasificación taxonómica especies <i>Eimeria</i>	16
Tabla 2-4:	Clasificación taxonómica <i>D. proglottina</i>	19
Tabla 3-1:	Condiciones meteorológicas de la zona.	28
Tabla 4-1:	Tabla de frecuencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas.....	32
Tabla 4-2:	Análisis de Chi-cuadrado	32
Tabla 4-3:	Tabla de frecuencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas de acuerdo con la edad.....	33
Tabla 4-4:	Análisis de Chi-cuadrado.....	33
Tabla 4-5:	Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas	34
Tabla 4-6:	Nivel de parasitismo de gallinas criollas	36
Tabla 4-7:	Nivel de parasitismo gastrointestinal en gallinas criollas, de acuerdo a su edad	37
Tabla 4-8:	Nivel de parasitismo gastrointestinal en gallinas criollas, de acuerdo al lugar de origen	38
Tabla 4-9:	Propuesta de calendario de desparasitación en gallinas criollas para el sector Cotapino	40
Tabla 4-10:	Propuesta de calendario de desparasitación en gallinas criollas para el sector Cotapino por aplicación.....	41

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración 2-1: Ciclo Biológico <i>H. gallinarum</i>	12
Ilustración 2-2: Ciclo evolutivo de <i>Eimeria spp</i>	17
Ilustración 4-1: Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas	35
Ilustración 4-2: Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo al nivel de parasitismo.....	37
Ilustración 4-3: Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo a su edad.....	38
Ilustración 4-4: Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo al lugar de procedencia.....	39

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO A: RESULTADOS DE ESTADÍSTICA DESCRIPTIVA DE LAS DIFERENTES
VARIABLES ESTUDIADAS

ANEXO B: IDENTIFICACIÓN DE LAS GALLINAS CRIOLLAS

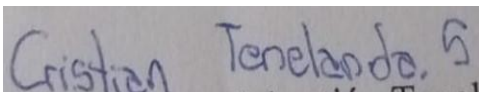
ANEXO C: RECOLECCIÓN DE LAS MUESTRAS DE HECES

ANEXO D: TRANSPORTE DE LAS MUESTRAS AL LABORATORIO

RESUMEN

La crianza de aves de traspatio, también conocida como avicultura de traspatio, se refiere a la práctica de criar aves en un espacio limitado, como un patio trasero o un jardín pequeño, con el fin de obtener beneficios como la producción de huevos, carne o como mascotas. La sanidad y el buen manejo son muy importantes en la crianza de aves ya que de eso depende que estas se desarrollen en un tiempo satisfactorio y evitar así pérdidas económicas importantes, por lo tanto, el objetivo de la presente investigación fue determinar la tasa de prevalencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas en fincas del sector Cotapino, del cantón Loreto. La metodología implementada tuvo un enfoque cuantitativo, se utilizó un diseño estadístico no experimental tipo descriptivo de corte transversal, exploratorio, analítico y observacional. Se desarrolló en un periodo determinado de tiempo; la población de estudio fue finita y se calculó un tamaño muestral de 100 aves, a las cuales se recolecto sus deyecciones en fundas herméticas bien identificadas y conservadas a – 4 grados centígrados. Luego de esto, por medio del método de frotis directo y flotación se identificaron los diferentes géneros de parásitos. Mediante esta metodología se logró determinar el mayor número de parásitos correspondieron a nematodos en un 85,3 por ciento y a su vez se determinó que las aves en edades sobre los 9 meses mostraron mayores tasas de prevalencia del 27,1 por ciento. En este contexto se concluye que, aunque se observaron parasitosis mixtas, sobresalen mayores tasas de prevalencia de nematodos en la zona de estudio.

Palabras claves: <PARASITOS >, <GALLINAS CRIOLLAS>, <AVICOLA>, <ECONOMIA CIRCULAR>, <AMAZONIA>



Ing. Cristian Sebastián Tenelanda S.
0604686709

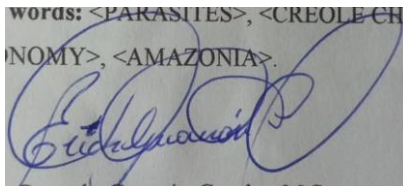


2016-DBRA-UPT-2023

ABSTRACT

Poultry farming is the practice of raising poultry in a small yard or garden, in order to obtain benefits such as egg and meat production or as pets. Sanitation and good management are very important in poultry breeding since it depends on it that these develop in a satisfactory time and avoid important economic losses, therefore, the objective of this research was to determine the prevalence rate of gastrointestinal parasites in creole hens in farms in Cotapino, Loreto. The methodology implemented had a quantitative approach, using a descriptive, non- experimental, descriptive, cross-sectional, exploratory, analytical, and observational statistical design. It was developed in a determined period of time; the study population was finite and a sample size of 100 birds was calculated, whose droppings were collected in hermetically sealed bags well identified and kept at - 4 degrees Celsius. After this, the different parasite types were identified by means of the ducted smear and flotation method. By means of this methodology, it was possible to determine that the highest number of parasites corresponded to nematodes in 85.3 percent, and it was also determined that the birds aged over 9 months showed higher prevalence rates of 27.1 percent. In this context, it is concluded that, although mixed parasitosis was observed, higher prevalence rates of nematodes were observed in the study area.

Keywords: <PARASITES>, <CREOLE CHICKEN>, <POULTRY>, <CIRCULAR ECONOMY>, <AMAZONIA>.

A rectangular stamp containing the text 'words: <PARASITES>, <CREOLE CHICKEN>, <POULTRY>, <CIRCULAR ECONOMY>, <AMAZONIA>.' and a handwritten signature in blue ink that reads 'Erich Gonzalo Guamán Condoy'.

Erich Gonzalo Guamán Condoy M.Sc.

0704554484

INTRODUCCIÓN

La crianza de aves de traspatio, como los pollos de engorde es muy común en las zonas rurales de todo el país, no necesita de muchos cuidados y su alimentación se basa en granos de la zona, y alimento que las aves en libertad puedan encontrar. Por lo general su crianza no se destina para la venta, sino para el consumo propio de las personas de estos sectores, el cuidado y alimentación está a cargo de un miembro de la familia (Pérez y Polanco, 2003, p.21).

Al mantener estas aves en áreas rurales a lo largo de los años e indirectamente preservar la genética de esa área, las aves de traspatio retienen genes de pollo que no se encuentran en otras áreas, por lo que se estudian. Estas genéticas se almacenan para que no desaparezcan, ya que los animales pequeños no son muy importantes para la industria, pero a nivel doméstico contribuyen a su alimentación (Villacís, 2012, p. 12).

De acuerdo con (Escobedo, 2015), las especies de interés en producción animal tienen diferentes géneros de parásitos que atacan a sus hospederos de diferentes formas, y los parámetros productivos se ven disminuidos incluso en algunos casos puede ocasionar la muerte del huésped.

Un calendario de desparasitación efectivo está adecuado a los diferentes géneros de parásitos que afecten a los animales, por lo que se deberá realizar un estudio de parasitología para conocer los principales parásitos que afecten a la zona. Además de un calendario de desparasitación se deberá implementar medidas de bioseguridad y complementarlas con una adecuada alimentación y nutrición (Yuño y Gogorza., 2008, pp. 61-66).

La sanidad y el buen manejo son muy importantes en la crianza de aves ya que de eso depende que estas se desarrollen en un tiempo satisfactorio y evitar así pérdidas económicas importantes (Díaz et al., 2008: p.12).

CAPÍTULO I

1. PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN

1.1. Planteamiento del problema

El planteamiento del problema sobre la prevalencia de parásitos gastrointestinales se puede formular de la siguiente manera: Las gallinas criollas son una raza de aves de corral que se crían con frecuencia en diversas regiones del mundo para la producción de carne y huevos. Sin embargo, estas aves son susceptibles a diversas enfermedades, entre las cuales los parásitos gastrointestinales representan un problema significativo. Los parásitos gastrointestinales, como los nematodos (gusanos redondos) y los cestodos (tenias), pueden infestar el tracto gastrointestinal de las gallinas criollas y causarles problemas de salud, disminuyendo su rendimiento productivo y comprometiendo su bienestar. A pesar de la importancia de este problema, existe una falta de información actualizada sobre la prevalencia de los parásitos gastrointestinales en las gallinas criollas en la provincia de Orellana. Esta falta de conocimiento dificulta la implementación de medidas de control efectivas y la toma de decisiones informadas para mantener la salud de las aves. Por lo tanto, es necesario llevar a cabo un estudio epidemiológico para determinar la prevalencia de los parásitos gastrointestinales en las gallinas criollas. Este estudio proporcionó información relevante sobre la magnitud del problema y permitirá diseñar estrategias de control y prevención adecuadas para mejorar la salud y el bienestar de estas aves de corral.

1.2. Justificación

Las gallinas son una fuente importante de carne y huevos en la industria avícola. Los parásitos gastrointestinales pueden afectar negativamente la producción, lo que resulta en pérdidas económicas significativas para los productores. Además, los parásitos gastrointestinales, como los gusanos redondos, los gusanos ciegos y los coccidios, pueden causar enfermedades graves en las gallinas. Estos parásitos pueden afectar la salud intestinal, causar daño a los órganos internos y reducir la producción de huevos y carne. Conocer la prevalencia de estos parásitos es esencial para implementar medidas de prevención y tratamiento adecuadas, asegurando así la salud y el bienestar de las gallinas. El uso indiscriminado de medicamentos antiparasitarios en la avicultura puede llevar al desarrollo de resistencia por parte de los parásitos. Conocer la prevalencia de los parásitos gastrointestinales en las gallinas permite evaluar la eficacia de los tratamientos utilizados y ajustar las estrategias de control para evitar la resistencia. Esto es especialmente relevante en un contexto de creciente preocupación por la resistencia a los

medicamentos en la medicina veterinaria y la salud pública. En consecuencia, con este trabajo se podrían implementar estrategias de manejo y control adecuadas para minimizar el impacto en la productividad avícola y garantizar un suministro constante de carne y huevos de calidad.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo general

Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas en fincas del sector Cotapino.

1.3.2. Objetivos específicos

- Identificar los parásitos gastrointestinales que están presentes en las gallinas criollas.
- Estimar la carga parasitaria en las gallinas criollas.
- Implementar un calendario para el control de la parasitosis.

1.4. Hipótesis

H0

Las tasas de parasitismo en las gallinas criollas de la Parroquia San Jose de Dahuano, del sector Cotapino no alcanzan umbrales sanitarios peligrosos.

H1

Las tasas de parasitismo en las gallinas criollas de la Parroquia San Jose de Dahuano, del sector Cotapino alcanzan umbrales sanitarios peligrosos.

CAPÍTULO II

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Gallinas criollas

El orden *Galliformes*, es un orden que incluye a diferentes aves, como los gallos, pavos, codornices, perdices, faisanes, etc. Este orden incluye alrededor de 290 especies de distribución mundial excepto en las áreas desérticas y cubiertas por hielo. Incluye especies que se desarrollan en un estado silvestre y otras que han sido adaptadas a la producción masiva y que se las maneja bajo un sistema intensivo (Sánchez, 2017, p.16). Suelen ser no migratorios, relativamente pesados, mejores para correr que para volar, miden entre 15 y 120 cm de largo, con cuerpos redondeados y alas relativamente pequeñas. Se alimentan de una gran variedad de materia vegetal y animal.

Hay varios *galliformes* que son muy utilizados en la alimentación humana, como los pavos o las gallinas, que son una de las mayores fuentes de proteína animal para el ser humano, ya sea en carne o huevos. Los representantes más antiguos de este orden pertenecen al Cretácico Superior, hace 85 millones de años. Hace unos 45 millones de años, durante el Eoceno medio, las *galliformes* se habían desarrollado por completo y habían reemplazado a sus antepasados neógenos. El orden más relacionado con los *galliformes* es el de los *anseriformes*, que incluye a los *anatiformes* y sus parientes (Varela, 2021, p. 21).

2.2. Taxonomía y Generalidades

Tabla 2-1: Se describe la clasificación taxonómica de las aves criollas

Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Fio	Chordata
Clase	Aves
Orden	Galliformes
Familia	Phasianidae
Genero	Gallus
Especie	G.gallus
Subespecie	G. g. domesticus

Fuente: Orozco, 1991

2.3. Características

En cuanto a las características, tienen cuatro dedos en cada pata, las dos arterias carótidas y las 16 vértebras cervicales, son características comunes en muchas especies de aves, incluidas las aves criollas. Sin embargo, es importante tener en cuenta que estas características no son exclusivas de las aves criollas y se pueden encontrar en diversas especies de aves en general. En cuanto a los picos cortos y curvos, esto puede variar dependiendo de la especie de ave criolla en particular. Los picos de las aves están adaptados para diferentes tipos de alimentación, por lo que la forma y el tamaño del pico pueden diferir entre especies (Varela, 2021, p. 22).

Algunas especies de aves pueden tener protuberancias o crecimientos en su mandíbula inferior o superior que les permiten romper o triturar los alimentos que consumen. El dimorfismo sexual, donde los machos tienen colores más llamativos que las hembras, es una característica que se observa en muchas especies de aves, incluidas algunas aves criollas. Estos colores brillantes suelen ser utilizados por los machos para atraer a las hembras durante la temporada de reproducción. En cuanto a la garra orientada hacia atrás, no es una característica típica de las aves. Las aves tienen garras orientadas hacia adelante que les permiten agarrar y manipular objetos, incluyendo la comida (Varela, 2021, p. 24).

2.4. Apariencia

Según (Valera, 2021, p. 28) las aves criollas, también conocidas como aves de corral criollas o razas autóctonas, presentan una apariencia variada debido a su diversidad genética y adaptación a diferentes regiones. Aunque las características específicas pueden variar según la raza, aquí hay algunas características comunes de las aves criollas:

- **Tamaño:** Las aves criollas pueden tener tamaños diferentes según la raza. Algunas razas son más pequeñas y compactas, mientras que otras son más grandes y robustas.
- **Colores de plumaje:** El plumaje de las aves criollas puede ser variado en colores y patrones. Pueden presentar plumas de colores sólidos como blanco, negro, rojo o marrón, así como combinaciones de colores y patrones más complejos.
- **Crestas y barbillas:** Algunas razas de aves criollas tienen crestas en la parte superior de la cabeza, como la cresta simple en forma de V o la cresta en forma de rosa. También pueden tener barbillas distintivas en la parte inferior del pico.

- **Forma del cuerpo:** Las aves criollas suelen tener una forma corporal robusta y equilibrada. Pueden tener cuerpos compactos con pecho ancho y postura erguida.
- **Características faciales:** El tamaño y la forma del pico pueden variar según la raza, al igual que el color de los ojos. Algunas aves criollas también tienen carúnculas o protuberancias en la piel alrededor de la cabeza y el cuello

2.5. Alimentación

De acuerdo con (Cabetas, 2018, p.11) los galliformes son omnívoros, pueden comer de todo, aunque puede variar dependiendo de varios factores, como su edad, estado fisiológico y condiciones de crianza. Sin embargo, aquí hay algunos aspectos generales a considerar en la alimentación de las aves criollas

- **Agua:** El suministro de agua fresca y limpia es fundamental para todas las aves, incluyendo las criollas. Debe estar disponible en todo momento y en cantidad suficiente para evitar la deshidratación.
- **Alimento balanceado:** Para una nutrición adecuada, se recomienda suministrar un alimento balanceado especialmente formulado para aves de corral. Este alimento debe contener los nutrientes esenciales, como proteínas, carbohidratos, grasas, vitaminas y minerales, en proporciones adecuadas.
- **Granos y cereales:** Además del alimento balanceado, se puede complementar la dieta de las aves criollas con granos y cereales, como maíz, trigo, cebada y avena. Estos alimentos son una fuente de carbohidratos y energía.
- **Proteínas:** Las aves necesitan una fuente adecuada de proteínas para el crecimiento y desarrollo muscular. Pueden obtener proteínas de fuentes como el salvado de soja, harina de pescado, harina de carne, entre otros.
- **Vegetales y frutas:** Las aves criollas también pueden consumir vegetales y frutas frescas. Estos alimentos pueden proporcionar vitaminas, minerales y fibra. Algunas opciones incluyen hojas verdes, zanahorias, calabazas, manzanas y plátanos.

Es importante tener en cuenta que las necesidades nutricionales pueden variar según la edad de las aves. Los pollos en crecimiento requerirán una dieta diferente a la de las aves adultas o en etapa de puesta. Además, se recomienda consultar con un especialista en avicultura o veterinario para obtener pautas específicas de alimentación de acuerdo con las condiciones locales y las características de las aves criollas que se estén criando (Cabetas, 2018, p.11).

2.6. Reproducción

Durante la temporada de apareamiento, los machos, como los pavos reales o los pavos de ojos largos, muestran sus colas a la hembra para impresionarla y aparearse con ella. Otras especies, como el urogallo y el urogallo, anidan en territorios designados llamados grajos, donde compiten con otros machos por las hembras (Cabetas, 2018, p.13).

Las hembras ponen huevos de los cuales nacen pollitos, pueden poner hasta 10 - 12 huevos. En algunas especies, tanto el macho como la hembra forman un montículo de cría donde los huevos se mantendrán bajo control de temperatura hasta que eclosionen, ya que algunas hembras son reacias a eclosionar con este fin; en este caso, debe usar una incubadora eléctrica que permita que los huevos eclosionen. Los nidos también permanecen ocultos y camuflados para protegerlos de los depredadores. La reproducción de las aves criollas, al igual que en otras razas de aves de corral, implica una serie de procesos naturales que permiten la reproducción y el crecimiento de la población. De toda forma, hay que considerar los siguientes elementos (Varela, 2021, p.29).

- **Selección de reproductores:** Para asegurar una buena reproducción, es importante seleccionar aves criollas saludables y de buen fenotipo como reproductores. Se deben elegir machos y hembras con características deseables, como tamaño, conformación corporal, coloración y temperamento adecuado (Varela, 2021, p.29).
- **Estimulación de la reproducción:** Las aves criollas pueden comenzar a reproducirse una vez que alcanzan la madurez sexual, que generalmente ocurre entre los 4 y 6 meses de edad, dependiendo de la especie. Para estimular la reproducción, se pueden proporcionar condiciones óptimas de alimentación, agua, luz y espacio adecuado para anidar (Varela, 2021, p.29).
- **Nido y anidación:** Las aves criollas suelen buscar lugares adecuados para construir sus nidos y poner sus huevos. Puedes proporcionar cajas nido o áreas protegidas en el gallinero

para fomentar la anidación. Es importante que los nidos estén limpios y protegidos de depredadores para garantizar la seguridad de los huevos y las crías (Varela, 2021, p.31).

- **Cortejo y apareamiento:** Los machos suelen cortejar a las hembras a través de exhibiciones de comportamiento, como el canto, danzas y exhibición de plumaje. El apareamiento se lleva a cabo cuando el macho monta a la hembra y realiza la transferencia de esperma (Varela, 2021, p.31).
- **Incubación de huevos:** Después del apareamiento, si las condiciones son adecuadas, las hembras pueden comenzar a incubar los huevos. La incubación natural dura aproximadamente 21 días, durante los cuales la hembra se sienta en los huevos para mantenerlos calientes y favorecer el desarrollo embrionario (Varela, 2021, p.34).
- **Cuidado de los polluelos:** Una vez que los huevos eclosionan, las aves criollas generalmente cuidan a sus polluelos, proporcionándoles calor, protección y enseñándoles a buscar alimento. Es importante proporcionar un entorno seguro y adecuado para el crecimiento de los polluelos, con alimentación apropiada y agua fresca (Varela, 2021, p.36).

Es fundamental brindar un entorno saludable, una alimentación balanceada y condiciones adecuadas para la reproducción de las aves criollas. Cabe destacar que las características específicas del proceso reproductivo pueden variar según la especie y la localidad, por lo que es recomendable buscar información adicional y asesoramiento específico para criar aves criollas con éxito (Varela, 2021, p.36).

2.7. Parasitismo

Según (Ensuncho et al., 2015: p.11) indican que el parasitismo es una interacción biológica entre dos organismos en la que uno (el parásito) obtiene la mayor parte de sus beneficios de una estrecha relación con el otro (el huésped o los huéspedes). El parasitismo puede considerarse un caso especial de depredación. Los parásitos tienen una forma de adaptarse a su entorno y, por lo tanto, a la vida de sus anfitriones, al menos hasta que esa vida no es buena para ellos.

Los parásitos son animales que viven a expensas de individuos de otra especie biológica y ecológicamente estrechamente emparentados durante una parte o la totalidad de su ciclo biológico. El parásito utiliza al huésped como su biotipo o hábitat, dejando algunas o todas sus funciones al huésped para regular su relación con el medio ambiente. No solo utiliza al huésped

como hábitat temporal o permanente, sino que también lo utiliza como fuente directa o indirecta de alimento, sustancia que ha utilizado para su sustento (Varela, 2021, p.36).

El parasitismo se considera tradicionalmente una relación hetero específica en la que una parte (el parásito) daña a la otra (el huésped). Esta definición suele ser deficiente porque excluye los casos en los que no hay síntomas evidentes que indiquen la presencia de un parásito, especialmente aquellas especies de parásitos a las que el huésped ha desarrollado cierta tolerancia y se requieren circunstancias especiales, como un deterioro general de la salud, los parásitos que causa algún grado de enfermedad con síntomas claros o muerte (Pérez, 2003, p.12).

De acuerdo con (Kegan y Gary, 2018, p. 4) los parásitos gastrointestinales más importantes para las aves domésticas se las puede dividir en cinco grupos:

a. Coccidios

Los coccidios son parásitos protozoarios que pertenecen al género *Eimeria* y otros géneros relacionados. Estos parásitos son comunes en las aves y pueden causar la enfermedad conocida como coccidiosis. La coccidiosis puede provocar diarrea, pérdida de peso, debilidad y, en casos graves, incluso la muerte de las aves (Kegan y Gary, 2018, p. 4).

b. Gusanos redondos (nematodos)

Los gusanos redondos son parásitos intestinales comunes en las aves. Algunos de los nematodos más importantes incluyen *Ascaridia galli* y *Heterakis gallinarum*. Estos parásitos pueden afectar el tracto gastrointestinal de las aves, causando diarrea, pérdida de peso, anemia y debilitamiento general (Kegan y Gary, 2018, p. 4).

c. Gusanos ciegos (cestodos)

Los gusanos ciegos, también conocidos como cestodos o tenias, son parásitos planos que infectan el tracto intestinal de las aves. El género más común de cestodos en las aves es *Raillietina*. Estos parásitos pueden causar pérdida de peso, debilidad y deficiencias nutricionales en las aves afectadas (Kegan y Gary, 2018, p. 6).

d. Gusanos del ojo (gusano del capilar)

El gusano del ojo, también llamado gusano del capilar, es un parásito que afecta principalmente a las aves de corral. Se aloja en los conductos lagrimales y los sacos nasales, lo que puede provocar inflamación, irritación y problemas oculares en las aves infectadas (Kegan & Gary 2018, p. 6).

e. Gusanos del esófago (*Syngamus trachea*)

Estos parásitos también se conocen como gusanos de la tráquea o gusanos del esófago. Infechan principalmente a las aves de corral y pueden provocar tos, dificultad respiratoria y daño en las vías respiratorias superiores. El control y prevención de los parásitos gastrointestinales en las aves domésticas incluyen medidas de higiene adecuadas, limpieza regular de las instalaciones, uso de desinfectantes, manejo adecuado de la alimentación y el agua, y el uso de tratamientos antiparasitarios específicos bajo la supervisión de un veterinario aviar (Kegan y Gary, 2018, p. 8).

2.8. Parásitos gastrointestinales

2.8.1. Clase nematodos

Incluye el grupo más numeroso de parásitos domésticos y humanos, que son gusanos ampliamente distribuidos en diferentes hábitats, algunos de vida libre y otros parásitos de plantas, vertebrados o invertebrados (Cordero, 2013, p.14).

También conocidas como ascárides, la cabeza y la cola suelen estar fusionadas y diluidas. Poseen un caparazón o cutícula que pueden ser pliegues longitudinales o alas en la parte anterior (ala del cuello) o posterior (ala caudal), se alimentan directamente del hospedador, son sexualmente dimórficas, las hembras son más grandes que los machos (Cordero, 2013, p.14).

2.8.1.2. Taxonomía

Tabla 2-2: Clasificación taxonómica de *H. gallinarum*

Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Nematoda
Clase	Secementea
Subclase	Rhabditia
Orden	Ascaridae
Familia	Ascaridae
Genero	<i>Heterakis</i>

Especie	G.gallus
Subespecie	<i>H. heterakis</i>

Fuente: Vargas & Terzolo, 2004

2.8.1.3. Ciclo biológico

El ciclo biológico de *Heterakis gallinarum*, uno de los nematodos que causa la heterakidosis en aves, implica varias etapas y se desarrolla principalmente en el tracto intestinal de las aves infectadas. A continuación, se describe el ciclo biológico general de *H. gallinarum* (Cupo y Beckstead, 2019, p.14).

- **Huevos:** Las hembras adultas de *H. gallinarum* ponen huevos que son eliminados a través de las heces de las aves infectadas. Los huevos son redondos, de color marrón claro y tienen una cáscara resistente (Cupo y Beckstead, 2019, p. 14).
- **Desarrollo de los huevos:** En condiciones ambientales favorables, los huevos de *H. gallinarum* pueden embrionar y convertirse en larvas infectantes dentro del huevo. El tiempo necesario para que esto ocurra puede variar dependiendo de la temperatura y la humedad (Cupo y Beckstead, 2019, p. 18).
- **Ingestión de huevos:** Las aves susceptibles pueden ingerir los huevos infectantes al consumir alimentos, agua o sustratos contaminados con heces que contienen los huevos embrionados (Cupo y Beckstead, 2019, p. 22).
- **Liberación de larvas:** Una vez que los huevos son ingeridos, los jugos digestivos del ave actúan sobre la cáscara del huevo, liberando las larvas infectantes. Estas larvas se liberan en el intestino y penetran en las paredes intestinales, migrando hacia los tejidos y órganos internos (Cupo & Beckstead, 2019, p. 24).
- **Migración de larvas:** Las larvas migran a través del hígado y otros órganos internos de las aves infectadas, como el bazo y los pulmones. Durante su migración, pueden causar daño tisular y provocar reacciones inflamatorias (Cupo y Beckstead, 2019, p. 24).
- **Maduración y reproducción:** Las larvas de *H. gallinarum* finalmente alcanzan el intestino y se desarrollan en adultos. En el intestino, los nematodos machos y hembras se aparean y las hembras adultas producen huevos que completan el ciclo. (Cupo y Beckstead, 2019, p. 25).

El ciclo biológico de *H. gallinarum* se repite cuando las aves infectadas eliminan los huevos con las heces, que pueden contaminar el entorno y ser ingeridos por aves susceptibles. Además, las aves migratorias y los animales depredadores también pueden actuar como transportadores mecánicos de los huevos, contribuyendo a la dispersión de la infección (Cupo y Beckstead, 2019, p. 27).

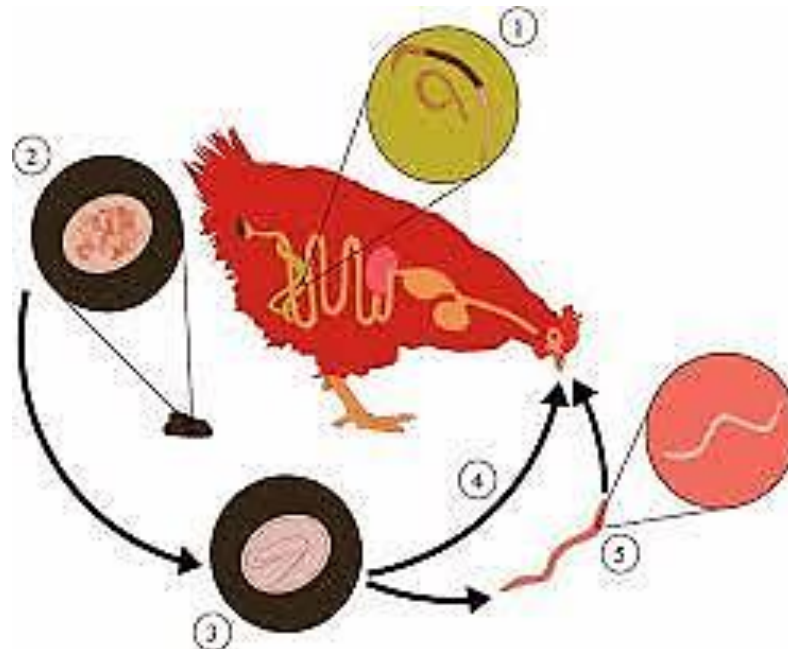


Ilustración 2-1: Ciclo Biológico *H. gallinarum*

Fuente: Fernández, 2008

2.8.1.4. Patogénesis

La patogénesis de *Heterakis gallinarum* involucra principalmente los siguientes aspectos. *Heterakis gallinarum* puede causar daño directo en el tracto digestivo de las aves. Las lesiones más comunes ocurren en las glándulas cecales, donde los parásitos adultos se alojan y se alimentan de tejido cecal. Esto puede provocar inflamación, engrosamiento de la mucosa y disminución de la función cecal, lo que afecta la absorción de nutrientes. (Cupo y Beckstead, 2019, p. 30)

2.8.1.5. Epidemiología

Heterakis es un género de parásitos nematodos que afecta a diversas especies de aves y mamíferos, incluyendo aves de corral como pollos y pavos. La epidemiología de los parásitos del género *Heterakis* se caracteriza por su ciclo de vida directo, es decir, no requieren de un huésped intermediario para completar su ciclo reproductivo (Brito y Fernández, 2013, p.9).

Los huevos de *Heterakis* se eliminan a través de las heces de los animales infectados. Estos huevos son resistentes y pueden sobrevivir en el medio ambiente durante períodos prolongados, incluso en condiciones adversas. La contaminación del suelo con los huevos de *Heterakis* es una de las principales vías de transmisión de la infección. Las aves y mamíferos se infectan al ingerir los huevos infectantes presentes en el suelo. Una vez ingeridos, los huevos eclosionan en el intestino delgado y las larvas penetran en las paredes del intestino, migrando luego hacia el ciego o la cloaca, donde se desarrollan y se reproducen. Las hembras adultas de *Heterakis* liberan huevos que son eliminados a través de las heces, completando así el ciclo de vida (Bobrek y Gaweł, 2020, pp. 5-10).

La prevalencia y la intensidad de la infección por *Heterakis* pueden variar según las condiciones ambientales, el manejo de los animales y la interacción con otros individuos infectados. El hacinamiento y las malas condiciones sanitarias pueden favorecer la propagación de la infección. La infección por *Heterakis* puede tener consecuencias negativas para la salud de las aves de corral, ya que se ha asociado con la transmisión de otros parásitos y agentes patógenos, como los gusanos del género *Histomonas*, responsables de la histomoniasis, una enfermedad grave en aves (Soto et al., 2007: p. 9).

Para prevenir y controlar la infección por *Heterakis*, se recomiendan medidas de manejo adecuadas, como el control de la densidad de población, el mantenimiento de buenas condiciones sanitarias en los alojamientos de aves, el control del acceso de aves salvajes y la implementación de programas de desparasitación regular. Es importante destacar que la epidemiología de los parásitos del género *Heterakis* puede variar en función de la especie de hospedador y el entorno específico. Por lo tanto, es fundamental contar con información precisa y actualizada sobre la situación epidemiológica de *Heterakis* en la especie de interés y en el contexto particular de estudio (Soto et al., 2007: p. 9).

2.8.1.6. *Periodo prepatente*

Muñoz (2004, p. 6) afirma que el periodo prepatente del *H. gallinarum* es de 24 a 36 días o más.

2.8.1.7. *Lesiones*

Inflamación intestinal: *H. gallinarum* se aloja en el ciego y la porción final del intestino delgado de las aves. La presencia de los parásitos puede provocar inflamación en estas áreas, lo que puede conducir a una respuesta inmunitaria local y daño tisular. Engrosamiento de la mucosa

intestinal: La irritación y la inflamación causadas por *H. gallinarum* pueden provocar un engrosamiento de la mucosa intestinal. Esto puede afectar la absorción de nutrientes y causar problemas digestivos en las aves infectadas. Ulceraciones: En casos graves de infección por *H. gallinarum*, se pueden observar ulceraciones en la mucosa intestinal. Estas ulceraciones pueden ser el resultado de la presencia de los parásitos y la respuesta inflamatoria asociada. Pérdida de peso y mala condición corporal: La infección crónica por *H. gallinarum* puede provocar una disminución en la absorción de nutrientes y una pérdida de peso en las aves afectadas. Esto puede resultar en una mala condición corporal y un menor rendimiento productivo en aves de granja. Es importante tener en cuenta que las lesiones causadas por *H. gallinarum* pueden variar en severidad dependiendo de diversos factores, como la carga parasitaria, la respuesta inmunitaria del hospedador y la presencia de infecciones concurrentes. Además, las lesiones pueden ser más pronunciadas en aves jóvenes y en casos de infecciones masivas. El control de *H. gallinarum* y otras infecciones parasitarias en aves de corral se logra mediante medidas de manejo adecuadas, como el control de la densidad de población, el mantenimiento de buenas condiciones sanitarias en los alojamientos y el uso de estrategias de desparasitación regular (Madrigal et al., 2020: p. 12).

2.8.1.8. Signos y síntomas

Boroviec et al., (2020: pp. 5-9) afirma que se presenta por lo general:

- **Pérdida de peso:** Las aves infectadas pueden experimentar una disminución en su peso corporal debido a la competencia por los nutrientes entre el parásito y el huésped.
- **Diarrea:** La infección por *Heterakis gallinarum* puede provocar diarrea en las aves afectadas. Las heces pueden volverse líquidas, acuosas y de color verdoso.
- **Retraso en el crecimiento:** Las aves jóvenes infectadas pueden mostrar un crecimiento más lento en comparación con las aves no infectadas de la misma edad. Esto se debe a la disminución de la absorción de nutrientes debido a la presencia del parásito en el ciego.
- **Disminución en la producción de huevos:** En las gallinas ponedoras, la infección por *Heterakis gallinarum* puede resultar en una disminución en la producción de huevos o en la calidad de los mismos.

- **Debilidad y letargo:** Las aves infectadas pueden mostrar signos de debilidad, apatía y letargo. Pueden mostrar menos actividad y tienen menos interés en las actividades normales.

Es importante tener en cuenta que algunos animales pueden no mostrar signos clínicos evidentes, pero aún pueden ser portadores del parásito. La confirmación de la infección por *Heterakis gallinarum* se realiza mediante análisis de muestras fecales en un laboratorio veterinario, donde se pueden identificar los huevos del parásito en las heces del ave. Ante cualquier sospecha de infección parasitaria, se recomienda buscar el asesoramiento de un veterinario especializado en aves para un diagnóstico preciso y un tratamiento adecuado (Boroviec et al., 2020: pp. 5-9).

2.8.1.9. Diagnostico

El método más común para diagnosticar *Heterakis gallinarum* es mediante el examen microscópico de las heces del ave. Los huevos del parásito son eliminados en las heces y pueden ser identificados bajo el microscopio. Se busca la presencia de los huevos característicos de *Heterakis gallinarum*, que son ovalados y tienen una cubierta lisa (Boroviec et al., 2020: pp. 5-9).

Necropsia: En algunos casos, se puede realizar una necropsia del ave para buscar los parásitos adultos en el ciego, que es el órgano donde se alojan. Durante la necropsia, se examinan los órganos internos del ave en busca de los gusanos adultos (Boroviec et al., 2020: pp. 5-9).

2.8.2. Clase Protozoarios

2.8.3. Eimeria spp

2.8.3.1. Etiología

La coccidiosis es una enfermedad parasitaria que afecta a las aves, especialmente a las de corral, y es causada por varios tipos de protozoarios del género *Eimeria*. Estos protozoarios son parásitos intracelulares que infectan el tracto intestinal de las aves, lo que resulta en daño a la mucosa intestinal y puede llevar a síntomas como diarrea, pérdida de peso, falta de apetito y disminución en la producción de huevos (Malo, 2013, p. 5). Las especies de coccidias más importantes en avicultura son *Eimeria tenella*, *E. acervulina*, *E. maxima* y *E. necatrix*. Estas especies de *Eimeria* tienen diferentes patrones de infección y afectan a diferentes partes del tracto intestinal de las aves (Ruiz, 1990, p. 11).

2.8.3.2. Taxonomía

Tabla 2-3: Clasificación taxonómica especies *Eimeria*

Descripción	Denominación
Reino	Protista
Filo	Apicomplexa
Clase	Sporozoea
Subclase	Coccidia
Orden	Eucoccidiorida
Familia	Eimeriidae
Genero	<i>Eimeria</i>
Especie de importancia en avicultura	<i>E. tenella</i> , <i>E. acervulina</i> , <i>E. brunetti</i> , <i>E. maxima</i> y <i>E. necatrix</i>

Fuente: Yúño & Gogorza, 2008

2.8.3.3. Ciclo biológico

El ciclo biológico de la coccidiosis aviar consta de varias etapas. A continuación, se describen las etapas principales (Rossanigo, 2017, p. 16):

- 1) Esporulación:** Los oocistos (estructuras resistentes que contienen los protozoos) son excretados en las heces de las aves infectadas. Estos oocistos no son infectantes en este punto, pero contienen los esporozoítos, que son las formas infectantes del parásito.
- 2) Ingestión:** Las aves sanas ingieren los oocistos infectantes al consumir alimentos, agua o material contaminado con las heces de aves infectadas.
- 3) Liberación de esporozoítos:** Una vez dentro del tracto digestivo del ave, los oocistos se disuelven debido a la acción de los jugos gástricos, liberando los esporozoítos.
- 4) Invasión de las células intestinales:** Los esporozoítos penetran en las células epiteliales del intestino delgado de las aves. Allí, se reproducen asexualmente, generando múltiples generaciones de formas parasitarias llamadas esquizontes.
- 5) Formación de oocistos:** Los esquizontes maduros se dividen en merozoítos, que luego se agrupan y forman los gametocitos masculinos y femeninos.

- 6) **Fertilización y formación de oocistos:** Dentro de las células intestinales, los gametocitos masculinos y femeninos se fusionan y forman cigotos, que luego se desarrollan en oocistos no infectantes.
- 7) **Eliminación de oocistos:** Los oocistos no infectantes se liberan al medio ambiente a través de las heces de las aves infectadas. Estos oocistos pueden sobrevivir en el medio ambiente durante períodos variables de tiempo, dependiendo de las condiciones ambientales.
- 8) **Esporulación en el medio ambiente:** Los oocistos excretados en las heces maduran y se esporulan en el medio ambiente, convirtiéndose en oocistos infectantes capaces de iniciar un nuevo ciclo de infección si son ingeridos por aves susceptibles.

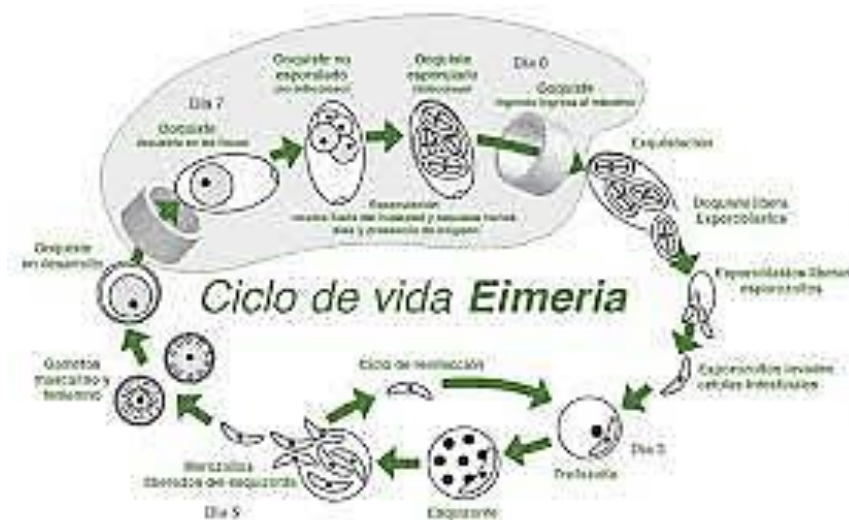


Ilustración 2-2: Ciclo evolutivo de *Eimeria* spp
Fuente: Corbalán, 2003

2.8.3.4. Periodo pre patente

De acuerdo con (Cacho, 2009, p. 5), el periodo de pre patencia es de 4-7 días.

2.8.3.5. Síntomas

Según (Tomazic et al., 2018: pp. 5-10) la infección por coccidias se conoce como coccidiosis aviar y puede tener varios síntomas. Estos pueden variar dependiendo del tipo de coccidia involucrada y la gravedad de la infección. Algunos de los síntomas comunes de la coccidiosis aviar incluyen:

- **Diarrea:** La diarrea es uno de los síntomas más comunes de la coccidiosis aviar. Las heces pueden volverse acuosas, amarillas o verdes, y pueden contener sangre o moco.
- **Pérdida de apetito:** Las aves infectadas pueden mostrar una disminución en su apetito y rechazar el alimento.
- **Debilidad y letargo:** Las aves afectadas pueden volverse apáticas, débiles y mostrar falta de energía.
- **Pérdida de peso:** La coccidiosis aviar puede llevar a una pérdida de peso significativa en las aves afectadas.
- **Plumaje erizado:** Las plumas de las aves infectadas pueden verse erizadas o desordenadas.
- **Retraso en el crecimiento:** Los polluelos infectados pueden mostrar un retraso en su crecimiento normal.
- **Deshidratación:** La diarrea constante puede provocar deshidratación en las aves afectadas.

2.8.3.6. Lesiones

En términos de lesiones específicas en el intestino, la coccidiosis aviar puede causar daño a la mucosa intestinal, inflamación, hemorragias y formación de úlceras. Estas lesiones pueden comprometer la absorción de nutrientes y llevar a la pérdida de electrolitos y líquidos, lo que contribuye a los síntomas clínicos observados (Idris et al., 1997: pp 1-3).

2.8.3.7. Diagnostico

El diagnóstico de la coccidiosis aviar implica una combinación de observación clínica, análisis de muestras fecales y hallazgos patológicos. Aquí hay algunos aspectos clave del diagnóstico de la coccidiosis aviar (Vignoni, 2020, p. 11):

Observación clínica: Los signos clínicos comunes de la coccidiosis aviar incluyen diarrea, pérdida de peso, falta de apetito, plumaje desordenado, letargo y deshidratación. Estos signos pueden variar dependiendo de la especie de ave y la gravedad de la infección (Carballo et al., 2017: pp. 1183-1193).

Análisis de muestras fecales: Se pueden recopilar muestras de heces de aves sospechosas y examinarlas en el laboratorio. El objetivo es identificar los oocistos (etapas de resistencia) de los protozoos del género *Eimeria* en las heces. Se pueden realizar técnicas de flotación o sedimentación para concentrar los oocistos antes de su observación al microscopio (Carballo et al., 2017: pp. 1183-1193).

Hallazgos patológicos: Durante la necropsia de las aves infectadas, se pueden observar lesiones características en el intestino, como engrosamiento de la mucosa, hemorragias, úlceras y presencia de oocistos en los tejidos. Estos hallazgos, junto con los signos clínicos y el análisis de las muestras fecales, respaldan el diagnóstico de coccidiosis aviar (Dinev, 2010, p. 124).

2.8.4. Clase Cestodos

Los cestodos son un grupo de parásitos que pueden afectar a las aves de corral. Los cestodos son gusanos planos segmentados que pueden infectar el sistema digestivo de las aves, incluyendo el intestino delgado (Ruíz et al., 2009: p. 7).

2.8.5. *Davainea proglottina*

2.8.5.1. Etiología

La Familia Davainea se divide en: *Davainea proglottina*; *Raillietina echinobothrida*; *Raillietina tetragona*; *Raillietina cesticillu*.

Es importante mencionar que el género *D. proglottina*, constituye el agente de mayor predisposición en gallinas criollas.

Tabla 2-4: Clasificación taxonómica *D. proglottina*

Descripción	Denominación
Reino	<i>Animalia</i>
Filo	Platyhelminthes
Clase	<i>Céstoda</i>
Orden	<i>Cyclophyllidea</i>
Familia	Davaineidae
Genero	<i>Davainea</i>
Especie	<i>D. proglottina</i>

Fuente: Espinoza, 2019

2.8.5.2. Ciclo biológico

Davainea proglottina es un parásito que tiene un ciclo vital indirecto, lo que significa que requiere de hospedadores intermediarios para completar su ciclo de vida. En este caso, los hospedadores intermediarios son moluscos terrestres, especialmente caracoles y babosas. Cuando las aves infectadas defecan, los proglótidos llenos de huevos son liberados en las heces y pueden llegar a la vegetación circundante. Estos segmentos grávidos o huevos individuales tienen la capacidad de desplazarse y trepar por la vegetación hasta alcanzar zonas más húmedas, facilitando así su supervivencia y propagación (Martins, 2020, p. 9).

En condiciones de temperatura moderada y humedad, los huevos de *Davainea proglottina* pueden permanecer infectivos durante varios días. Los hospedadores intermediarios, es decir, los moluscos terrestres, ingieren los segmentos grávidos o los huevos individuales presentes en el entorno. Dentro de los moluscos, los huevos se desarrollan y dan lugar a las formas larvarias llamadas cisticercoides (Varela, 2021, p. 17).

Una vez que los moluscos han sido infectados con los cisticercoides de *Davainea proglottina*, pueden convertirse en hospedadores definitivos si son ingeridos por aves. En el sistema digestivo de las aves, los cisticercoides se desarrollan en gusanos adultos, completando así el ciclo de vida del parásito (Varela, 2021, p. 17).

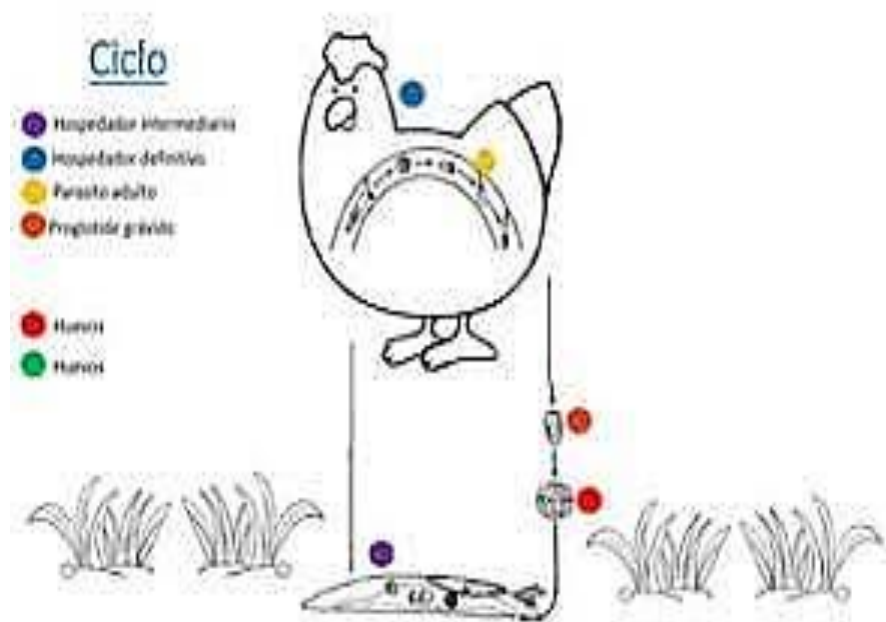


Ilustración 2-3: Ciclo Biológico *D. Proglottina*

Fuente: Rennó et al., 2008

2.8.5.3. *Periodo pre patente*

En la *Davainea proglottina* el periodo de pre patencia va de 2 a 3 semanas (Santos et al., 2021: p.6).

2.8.5.4. *Síntomas*

Pérdida de peso: Las aves infestadas pueden mostrar una disminución en su peso corporal debido a la competencia por los nutrientes con el parásito. Mala condición corporal: Las aves pueden presentar un aspecto físico deteriorado y mostrar una mala condición general. Diarrea: En algunos casos, las aves pueden presentar diarrea, que puede estar asociada con la infección parasitaria. Debilidad: Las aves infestadas pueden mostrar signos de debilidad y letargo, y finalmente, Anemia: En infestaciones graves y prolongadas, el parásito puede causar anemia en las aves debido a la pérdida de sangre (Santos et al., 2021: p.8).

2.8.5.5. *Diagnostico*

Para diagnosticar la infección por *Davainea proglottina*, se pueden utilizar diferentes métodos:

- **Necropsia**

El método más fiable para diagnosticar la presencia de *Davainea proglottina* es realizar una necropsia, que es el examen postmortem del animal. Durante la necropsia, se examina el intestino de las aves en busca de los segmentos (proglótides) de la tenia. Estos segmentos suelen ser visibles a simple vista y contienen los huevos del parásito (León & Vargas, 2020, p.3).

- **Examen de heces**

Aunque mencionaste que las heces pueden contener *proglótides grávidos* (llenos de huevos), esto no siempre ocurre. Sin embargo, en algunos casos, se pueden encontrar segmentos de la tenia en las heces. Para realizar el examen de heces, se recogen muestras de las heces del ave infectada y se examinan al microscopio para buscar los segmentos de la tenia o sus huevos. Es importante tener en cuenta que la detección de los huevos en las heces puede no ser siempre concluyente, ya que puede haber variabilidad en la eliminación de huevos por parte del parásito (Hoyos et al., 2015: p.8).

2.8.6. Técnicas coproparasitoscópicas

Las técnicas coproparasitoscópicas son métodos de laboratorio utilizados para detectar y diagnosticar la presencia de parásitos en las muestras fecales. Estas técnicas son ampliamente utilizadas en medicina humana y veterinaria para identificar diferentes tipos de parásitos, como helmintos (gusanos) y protozoos, que pueden causar enfermedades en los seres humanos y animales (Tenorio et al., 2006: pp. 347-348).

A continuación, se presentan algunas de las técnicas coproparasitoscópicas más comunes (Berenguer, 2007, p.3):

2.8.6.1. Método de flotación.

La determinación de parásitos por flotación es una técnica utilizada en el campo de la parasitología veterinaria y humana para identificar y cuantificar los huevos y las larvas de los parásitos presentes en las muestras fecales (Pajuelo et al., 2006: p. 12).

El procedimiento de flotación se basa en la capacidad de los huevos y las larvas de muchos parásitos de flotar en soluciones de densidad adecuada, mientras que los restos fecales y otros materiales no deseados se hunden. Esto permite separar los parásitos de otros componentes de la muestra, facilitando su observación y análisis posterior (Navone et al., 2005: p. 5).

Según (Cotrina, 2019, p. 4) describe el procedimiento de la determinación de parásitos por flotación:

- **Preparación de la muestra**

Se recoge una muestra fecal fresca del animal o persona sospechosa de tener parásitos. La muestra se coloca en un recipiente limpio y se mezcla adecuadamente para asegurar una distribución uniforme de los huevos o las larvas.

- **Tamizado**

La muestra fecal se pasa a través de una malla fina o un tamiz para eliminar los restos grandes y obtener una suspensión homogénea.

- **Preparación de la solución flotante**

Se prepara una solución flotante utilizando sustancias químicas de densidad conocida, como sulfato de zinc o cloruro de sodio. La concentración y la densidad específica de la solución varían según el parásito que se busca.

- **Filtrado**

Se coloca una cantidad medida de la suspensión fecal tamizada en un tubo de centrífuga o un tubo de ensayo y se añade la solución flotante. Se mezcla suavemente y luego se cubre con un cubreobjetos.

- **Flotación**

El tubo o el tubo de ensayo se centrifuga a una velocidad y durante un tiempo determinados. La centrifugación hace que los huevos y las larvas de los parásitos floten hacia la superficie de la solución, mientras que los restos fecales y otros materiales se hunden.

- **Recolección de los parásitos**

Se retira el cubreobjetos cuidadosamente de la superficie de la solución flotante. Luego, se coloca un portaobjetos sobre la superficie para recolectar los parásitos flotantes. El portaobjetos se retira y se examina bajo un microscopio para identificar y cuantificar los parásitos presentes.

2.8.7. Solución salina saturada (Koffoyd y Barber)

Como método cualitativo y de fácil aplicabilidad es muy usado en la parte veterinaria. Es muy útil para identificar protozoarios, nematodos y algunos cestodos, no obstante, en esta solución no flotan algunos huevos como los de *Dipylidium* y *Taenia solium* (Sixtos, 2011, p. 10).

La preparación de la solución salina saturada deberá ser con los siguientes elementos:

- Cloruro de sodio (Na Cl), 331 gr.
- Agua corriente. 1 lt.

Luego de esto, calentar mezclando continuamente hasta disolver la sal evitando la ebullición.

Procedimiento:

- Separar de la muestra 2-5 gr. de heces en un recipiente (mortero, taza).
- Agregar 15 ml de solución salina saturada.
- Disolver muy bien las heces con una cucharilla o un abatelenguas. Hasta que quede una pasta uniforme.
- Pasar la mezcla por un colador en un recipiente limpio.
- Llenar un tubo de ensayo con el líquido filtrado hasta el borde dejando un menisco convexo.
- Eliminar con un palillo las burbujas o sustancias que flotan.
- Colocar un cubreobjetos y esperar 15-30 min como máximo. Si se pasa de este tiempo, los huevos colapsan o se rompen debido a la acción osmótica.
- Retirar cuidadosamente el cubreobjetos y colocarlo sobre un portaobjetos.
- Observar al microscopio con el objetivo de 10X.

Este método debe realizarse como se describió anteriormente, el uso de solución salina fisiológica no sirve para esta técnica ya que no tiene la densidad requerida. La solución presenta como defecto una cristalización rápida, debido a la evaporación de la solución (Escobar, 2017, p.2).

La ventaja de estos métodos es que producen una preparación más limpia de deyección que el procedimiento de sedimentación, facilitando mucho su observación microscópica. Las desventajas es que aquellos parásitos con mayor peso específico que la solución empleada no flotarán (que es lo que a veces sucede con huevos infértiles de *Ascaris lumbricoides* o huevos operculados) y que el tiempo en que debe hacerse la observación microscópica es menor debido a que la película superficial puede destruirse y los parásitos caer al fondo del tubo (Escobar, 2017, p.2).

2.8.8. Técnica de sedimentación fecal

La técnica de sedimentación fecal es un método utilizado en el laboratorio clínico para identificar y cuantificar los parásitos intestinales presentes en las muestras de heces. Esta técnica se utiliza principalmente para detectar helmintos (gusanos intestinales) y protozoos que pueden infectar el tracto gastrointestinal (Pajuelo et al., 2006: p. 4).

Según (Terashima et al., 2019: p. 8) el procedimiento de sedimentación fecal implica la concentración de los parásitos presentes en las heces, lo que facilita su identificación mediante el examen microscópico. A continuación, te presento los pasos generales de esta técnica:

- **Recolectar la muestra de heces**

Se debe recolectar una muestra fresca de heces en un recipiente limpio y proporcionado por el laboratorio. Es importante evitar la contaminación con orina u otros materiales.

- **Preparar la muestra**

La muestra de heces se mezcla cuidadosamente para homogeneizarla y eliminar cualquier grumo o material sólido grande. Se puede agregar una solución de conservación si es necesario.

- **Filtrar la muestra**

Se coloca un filtro o tamiz en un embudo y se vierte la muestra de heces diluida a través del filtro. El filtrado ayuda a separar los parásitos y otros materiales sólidos de la solución líquida.

- **Centrifugar la solución**

La solución filtrada se transfiere a tubos de centrífuga y se centrifuga a una velocidad y tiempo específicos. La centrifugación ayuda a concentrar los parásitos y otros materiales en el fondo de los tubos.

- **Descartar el sobrenadante**

Después de la centrifugación, se descarta el sobrenadante (la parte líquida superior) con cuidado para evitar perder los parásitos y otros sedimentos en el fondo de los tubos.

- **Examinar el sedimento**

El sedimento restante en los tubos se examina al microscopio. Los parásitos y otros elementos como huevos, larvas o quistes, pueden ser identificados y contados por un técnico de laboratorio capacitado.

2.8.9. Sedimentación por centrifugación

La centrifugación es una técnica que se utiliza para separar los componentes sólidos y líquidos de una muestra mediante la aplicación de una fuerza centrífuga. En el caso de las heces, la

sedimentación por centrifugación se utiliza para concentrar y separar los elementos sólidos de interés, como los parásitos, los huevos de helmintos y otros organismos patógenos presentes en las heces (Sánchez & López, 2012, p.7).

CAPITULO III

3. MARCO METODOLÓGICO

3.1. Materiales, equipos e insumos

3.1.1. *Materiales de campo*

- Fichas de campo.
- Cooler de 5 litros.
- Hielo gel.
- Fundas ziploc.
- Frascos de plástico.
- Rotulador permanente.
- Guantes de látex.
- Encuesta.
- Esferográficos.
- Cámara fotográfica.
- Overol.
- Botas de caucho.
- Mochila.

3.1.2. *Materiales de oficina*

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

3.1.3. *Materiales de laboratorio*

- Guantes de látex
- Agua destilada
- Toallas de papel.

- Vasos plásticos.
- Espátulas.
- Rotulador permanente
- Coladores
- Solución salina saturada
- Balanza digital
- Cucharillas
- Frasco oscuro de 1000 ml.
- Gasas.
- Cajas de Petri.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Reverbero.
- Tubos de ensayo.
- Gradilla.
- Embudo.
- Base para embudo.
- Clips de carpetas extragrande.
- Microscopio.

3.2. Localización y duración

La presente investigación se realizó en la Provincia de Orellana, cantón Loreto en la parroquia San Jose de Dahuano en el sector Cotapino. El tiempo de duración de la investigación fue de 90 días. Las condiciones meteorológicas de la zona se observan en la tabla 1-2.

Tabla 3-1: Condiciones meteorológicas de la zona.

Parámetros	Valores
Temperatura, °C	16,0 - 22,0
Precipitación, mm/año	2000 - 2500
Humedad relativa, %	80,0

Fuente: INAMHI. 2021

Realizado por: Olalla, K., 2023

3.3. Métodos

3.3.1. De campo

Para obtener la información de los productores, se utilizó una encuesta, para conocer la situación del lugar donde se desarrollan las gallinas criollas, las preguntas fueron acerca de la edad del animal, método de crianza, etc.

Las muestras de heces se recolectaron del suelo, con cuidado de que no se contaminen y que sean frescas, para lo cual se utilizaron guantes y pinzas, y se colocaron en fundas recipientes individuales, se identifica y se las cierra para su posterior envío al laboratorio. Todas las muestras se las coloca en un cooler para mantener la muestra refrigerada y evitar que la muestra sufra algún daño por las altas temperaturas del lugar o se contaminen con factores externos.

Después de recolectar todas las muestras se envió al Laboratorio correspondiente para su respectivo análisis.

3.3.2. De laboratorio

Para determinar la carga parasitaria (HPG) de las muestras positivas se utilizó el método de frotis directo y flotación, realizadas en el laboratorio de la clínica de especialidades Mundo Animal.

3.4. Población y muestra

El tamaño de la muestra se obtuvo utilizando la fórmula estadística para poblaciones finitas. Para ello, se utilizó un nivel de confianza del 95%, y considerando que en la zona de estudio no se han realizado trabajos previos, se asumió un margen de error del 9% de acuerdo con la siguiente formula.

$$n = \frac{Z^2 (p q)}{e^2 + \frac{(Z^2 (p q))}{N}}$$

Donde:

Z = valor de Z crítico, calculado en las tablas del área de la curva normal. Llamado también nivel de confianza.

N = tamaño de la población

e = nivel de error dispuesto a cometer

p = proporción aproximada del fenómeno en estudio en la población de referencia

q = proporción de la población de referencia que no presenta el fenómeno en estudio

Remplazados valores y aplicando la formula arriba descrita, luego de utilizar un margen de error del 9% y un nivel de confianza del 95%.

Nuestra población fue de: $n = 100$ muestras

3.5. Tipo de investigación

Descriptivo de corte transversal, exploratorio, analítica y observacional.

3.6. Diseño estadístico

En el presente trabajo de investigación se emplearon las pruebas de comparación de proporciones, y de Chi-cuadrado, utilizando el software SAS v. 9.4 (SAS Institute Inc., Cary, NC, USA). considerándose un nivel de significación estadística de $\alpha=0,05$.

3.7. Prevalencia

Para el cálculo de la prevalencia de parásitos gastrointestinales se utilizó la siguiente formula:

$$PA = \frac{\textit{Total muestras positivas}}{\textit{Total muestras}} \times 100$$

La prevalencia de parásitos gastrointestinales en el sector Cotapino se clasificaron según su porcentaje, de la siguiente manera:

Baja prevalencia: < 20%.

Moderada Prevalencia: 20-50 %.

Alta prevalencia: > 50%.

El muestreo se realizó aleatoriamente en horas de la mañana dentro del sector Cotapino.

3.8. Mediciones experimentales

Tasas de prevalencia respecto a la edad y al nivel de parasitismo.

CAPITULO IV

4. MARCO DE ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

Tabla 4-1: Tabla de frecuencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas

Procedimiento FREQ				
Parásitos				
	Frecuencia	Prevalencia¹	95% IC² inferior	95% IC superior
Cestodos	3	0,3	1,24	4,39
Nematodos	62	6,2	72,1	85,3
Protozoarios	25	2,5	2,4	3,3

Frecuencia de valores ausentes = 10

¹Calculada en base a 1000 aves; ² IC, intervalo de confianza.

Fuente: Olalla, K., 2023

En la presente Tabla se muestra los valores de prevalencia obtenidas. La infestación con cestodos mostro una tasa de prevalecía del 0,3% en base a 1000 aves. Mientras que la presencia de protozoarios acuso una tasa de prevalencia de 2.5%. Contrario a todos estos valores, la infestación con nematodos abarco una tasa de prevalencia sobre el 6,2% en base a 1000 aves.

Tabla 4-2: Análisis de Chi-cuadrado

Test chi-cuadrado	
Para proporciones de igualdad	
Chi-cuadrado	59.2667
DF	2
Pr > ChiSq	<.0001

Tamaño efectivo de la muestra = 90
Frecuencia de valores ausentes = 10

Fuente: Olalla, K., 2023

Con respecto al análisis de chi-cuadrado, los resultados se muestran en la Tabla 4-2. Con un Chi-cuadrado = 59,2667; DF, grados de libertad = 2 y; $P = 0,001$, como la significancia es menor a 0,05, se rechaza la hipótesis nula (H_0).

Tabla 4-3: Tabla de frecuencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas de acuerdo con la edad

Procedimiento FREQ				
Parásitos				
	Frecuencia	Prevalencia¹	95% IC² inferior	95% IC superior
6 meses	66	25	1,24	4,39
9 meses	100	34	72,1	85,3
1 año	32	32	4,6	5,6
2 años	41	9	2,4	3,3

Fuente: Olalla, K., 2023

De acuerdo con la tabla de frecuencias, las mayores tasas de prevalencia fueron observadas para animales de edades comprendidas de entre 0 a 1 año de edad (34%; IC, 72,1- 85,3), Mientras que, respecto a las menores tasas de prevalencia, los animales de mayor edad (es decir., 2 años) tuvieron una tasa promedio de (9%, IC, 2,4-3,3).

Tabla 4-4: Análisis de Chi-cuadrado

Test chi-cuadrado	
Para proporciones de igualdad	
Chi-cuadrado	15,4400
DF	3
Pr > ChiSq	0,0015
Tamaño efectivo de la muestra = 100	

Fuente: Olalla, K., 2023

Analizando los resultados de chi-cuadrado, Con un Chi-Sq = 15,4400; DF, grados de libertad = 3 y; $P = 0,0015$, como la significancia es menor a 0,05, se rechaza la hipótesis nula (H_0). Esto significa que existe una fuerte asociación de la prevalencia de parásitos gastrointestinales en función de la edad.

4.1. Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas

La prevalencia de parásitos internos en gallinas criollas del sector Cotapino, fue de 90,00 % (n = 90), el 41,00 % de las aves (n = 41) presentaron parasitosis mixta, es decir están afectados por más de un género de parásitos.

Hoyos (2015, p.7) reportó un 51,9 % de prevalencia de un solo tipo de parásitos en gallinas criollas de Colombia; mientras que un 48,1 % de aves reportan la presencia de más de un parásito; estos valores de parasitosis múltiple son parecidos a los reportados en la presente investigación.

Los resultados obtenidos después de analizar las muestras se observan en la tabla 4-5, se determinó la presencia de 7 diferentes géneros de parásitos. El parásito reportado con mayor frecuencia es la *Ascaridia spp.* (29,0 %), seguido de los Coccidios (27,0 %), *Heterakis spp* (15,0 %), *Trichostrongylus spp.* (13,0 %), *Ascaris spp* (9,0 %) *Hymenolepis spp* (6,0 %) y Gusano de molleja (1,0 %).

Tabla 4-5: Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas

Parásito	Frecuencia absoluta	Frecuencia relativa	Frecuencia absoluta acumulada	Frecuencia relativa acumulada
<i>Ascaridia spp</i>	67,00	29,00%	67,00	29,00%
<i>Ascaris spp</i>	23,00	9,00%	90,00	38,00%
<i>Coccidia</i>	63,00	27,00%	153,00	65,00%
<i>Gusano de molleja</i>	2,00	1,00%	155,00	66,00%
<i>Heterakis spp</i>	36,00	15,00%	191,00	81,00%
<i>Hymenolepis spp</i>	13,00	6,00%	204,00	87,00%
<i>Trichostrongylus</i>	31,00	13,00%	235,00	100,00%

Realizado por: Olalla, K., 2023

Valverde (2021, p.40) evaluó la parasitosis gastrointestinal de gallinas, en el estado de Huánuco en el Perú, reportando 4 géneros de parásitos *Heterarakis gallinarum*, *Ascaridia galli*, *Capillaria spp* y *Hymenolepis cantaniana*, tres de estos parásitos también se reportaron en la presente investigación. En la presente investigación se reporta un nivel de parasitosis del 90,0 % (n = 90), mientras que Valverde (2021, p.40) reporta una prevalencia del 80,0 % (n = 240)

Rivera (2017, p. 40) identificó los huevos de los parásitos *Capillaria sp*, *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum*, *Strongyloide sp*, *Raillietina sp* y *Eimeria sp.*, en gallinas de traspatio en el distrito de Rupa, con una prevalencia del 91,0 %, dos parasitos similares se reportó en la presente investigación con las aves de traspatio de Cotapino.

Una prevalencia de parásitos mayor 97,66 % la reportó Camposano (2018, p.56) en gallinas de traspatio, reportando Coccidios 74,74 % el parasito con mayor prevalencia, seguido de *Capillaria spp* con 22,92 %, *Ascaridia galli* con 14,32 % y *Heterakis gallinarum* 10,42 %, dos de estos parásitos también se reportan en la presente investigación.

Olivares (2006, p.8) reportó la prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de traspatio, en el municipio de El Sauce en Nicaragua, se identificaron cinco especies de nematodos, como los *Tetrameres americana*, *Sheilospirura hamolusa*; *Heterakis sp*, *Ascaridia galli* y *Strongyloides avium*; dos de estos parásitos también se reportan en al presente investigación.

Las aves criadas en sistemas de traspatio propicia a que se infesten con diferentes tipos de parásitos de forma fácil, además con el consumo de agua de acequias y zonas encharcadas donde se desarrollan mayor proporción de parásitos, los parásitos reportados en el sector Cotapino, se pueden observar en el gráfico 4-1, donde se puede observar que el parásito más predominante es la *Ascaridia spp*.

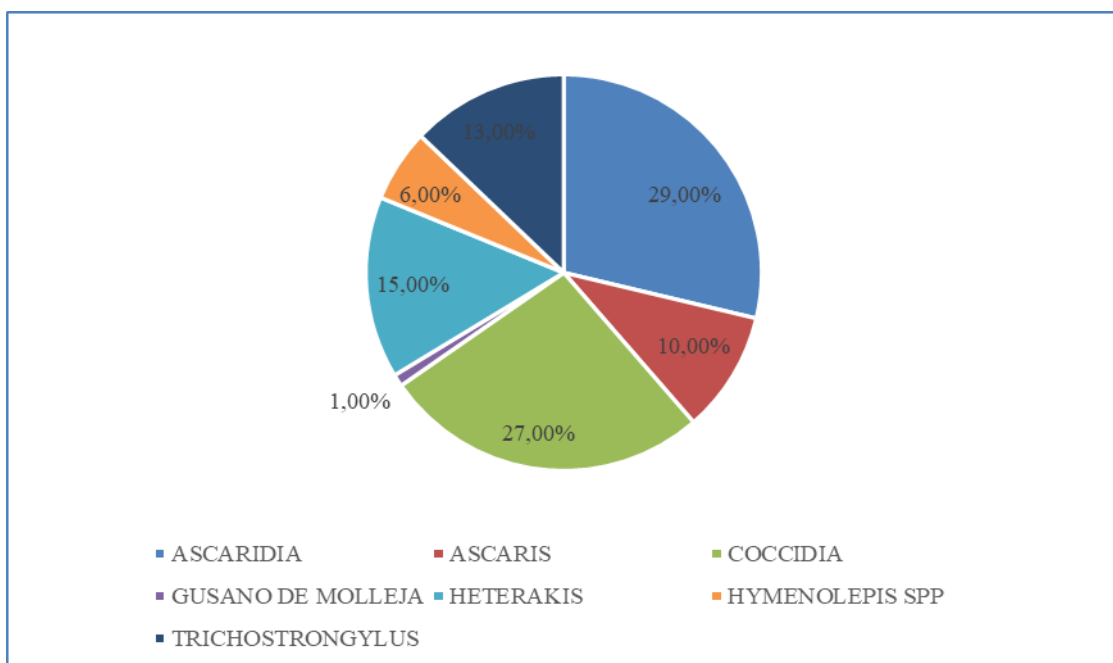


Ilustración 4-1: Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas
Realizado por: Olalla, K., 2023

4.2. Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo al nivel de parasitismo

Los resultados obtenidos mostraron la presencia de 7 diferentes géneros de parásitos, lo cuales presentan diferentes niveles de parasitismo: nivel alto (28,0 %), nivel bajo (25,0 %) y un nivel medio (47,0 %), como se muestra en la tabla 4-6.

Tabla 4-6: Nivel de parasitismo de gallinas criollas

Nivel infestación	Frecuencia absoluta	Frecuencia relativa	Frecuencia absoluta acumulada	Frecuencia relativa acumulada
Alto	66,00	28,00%	66,00	28,00%
Bajo	59,00	25,00%	125,00	53,00%
Medio	110,00	47,00%	235,00	100,00%

Realizado por: Olalla, K., 2023

Ramos *et al.*, (2019, p.4) reportó la prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves de traspatio en el estado de Guanajuato en México, obteniendo un mayor número de animales con un nivel de infestación bajo (n = 46), medio (n = 10) y alto (n = 9); en cambio en la presente investigación el mayor número de animales presentaron un nivel de parasitosis medio; un nivel de parasitosis bajo indica que a simple vista no se pueden observar los signos clínicos de parasitosis en las aves sin embargo afectan a la productividad de los animales, por lo que causan mayores pérdidas económicas.

Los diferentes géneros de los parásitos reportados en el sector Cotapino, presentan tres niveles de parasitismo, como se pueden observar en el gráfico 4-1, donde la mayor afectación se presenta en un nivel medio.

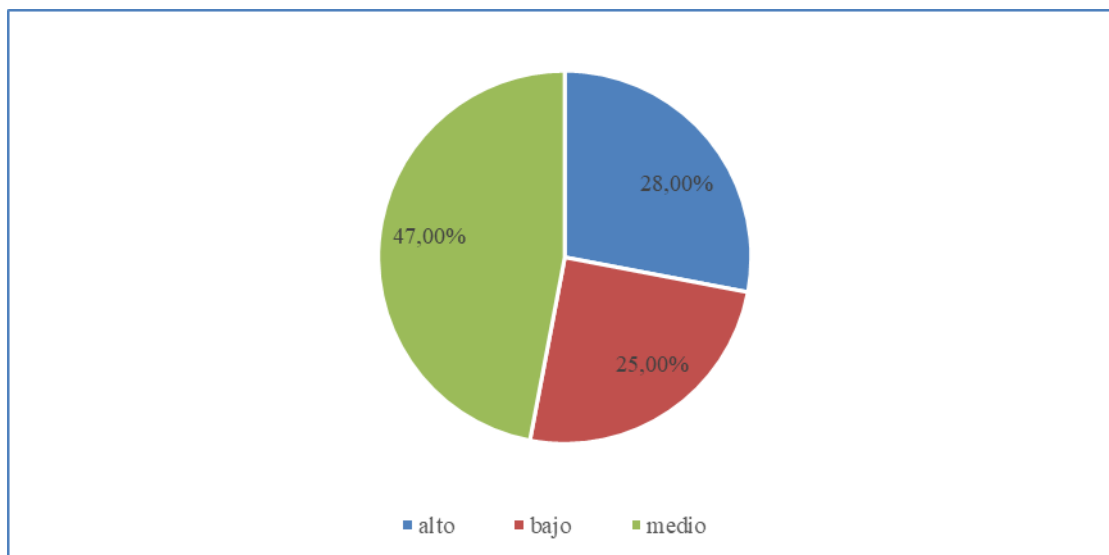


Ilustración 4-2: Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo al nivel de parasitismo

Realizado por: Olalla, Klever, 2023

4.3. Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo a su edad

Los resultados obtenidos mostraron la presencia de 7 diferentes géneros de parásitos, lo cuales afectan de manera diferente a las gallinas debido a su edad, una mayor afectación lo presentan las aves menores a un año (62,0 %), mientras que las aves mayores a un año (38,0 %), como se muestra en la tabla 3-3.

Tabla 4-7: Nivel de parasitismo gastrointestinal en gallinas criollas, de acuerdo a su edad

Edad	Frecuencia absoluta	Frecuencia relativa	Frecuencia absoluta acumulada	Frecuencia relativa acumulada
< 1 año	145,00	62,00%	145,00	62,00%
> 1 año	90,00	38,00%	235,00	100,00%

Realizado por: Olalla, K., 2023

Valverde (2021, p.40) manifestó que la edad no es un factor asociado a la parasitosis gastrointestinal de gallinas, en el estado de Huánuco en el Perú, reportando 4 géneros de parásitos *Heterarakis gallinarum*, *Ascaridia galli*, *Capillaria spp* y *Hymenolepis cantaniana*, reportando un nivel de parasitosis de 99,0 % (n = 138) en aves menores a un año y 1,0 % (n = 2) en aves mayores al año de edad.

Los diferentes parásitos reportados en el sector Cotapino, afecta de manera similar a las aves, de acuerdo a su edad, como se pueden observar en el gráfico 4-3, donde la mayor afectación lo presentan las aves menores de un año de edad.

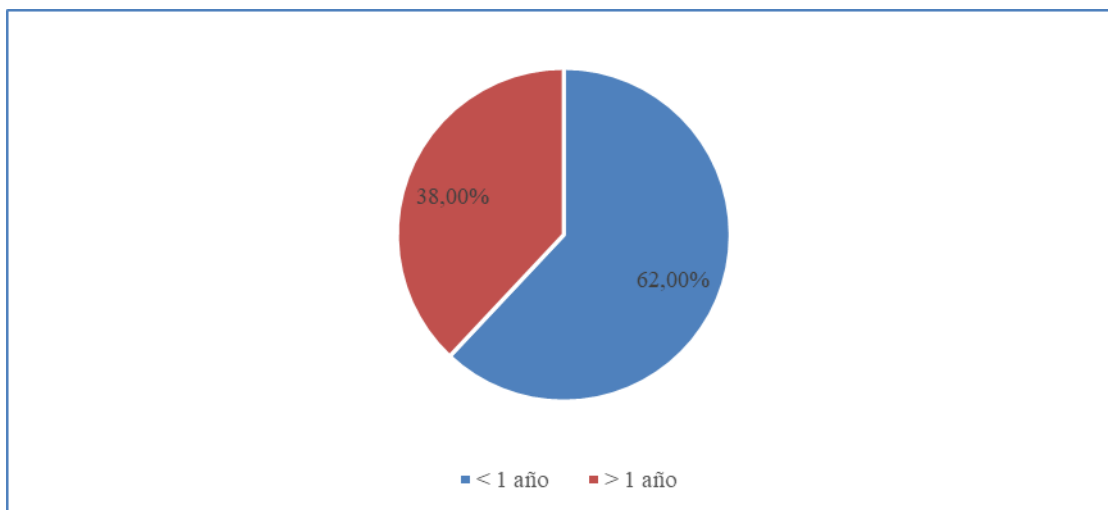


Ilustración 4-3: Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo a su edad

Realizado por: Olalla, K., 2023

4.4. Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo al lugar de procedencia

Los resultados mostraron la presencia de 7 diferentes géneros de parásitos, lo cuales afectan de diferente manera a las aves, de acuerdo al lugar de procedencia, se observa una mayor afectación a las aves de la propiedad de Javier Ajon (26,00 %); seguido por Roberto Salinas (23,00 %); Elvia Sandiego (22,00 %); Carlos Olalla (16,00 %) y una menor afectación en la propiedad de Rubén Quishpe (14,00 %), como se muestra en la tabla 4-8.

Tabla 4-8: Nivel de parasitismo gastrointestinal en gallinas criollas, de acuerdo al lugar de origen

Procedencia	Frecuencia absoluta	Frecuencia relativa	Frecuencia absoluta acumulada	Frecuencia relativa acumulada
Carlos Olalla	37,00	16,00%	37,00	16,00%
Elvia Sandiego	52,00	22,00%	89,00	38,00%
Javier Ajón	60,00	25,00%	149,00	63,00%
Roberto Salinas	54,00	23,00%	203,00	86,00%
Rubén Quishpe	32,00	14,00%	235,00	100,00%

Realizado por: Olalla, K., 2023

Ramos *et al.*, (2019, p.4) reportó la prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves de traspatio en el estado de Guanajuato en México, indica que cualquier lugar y cualquier época de año es propicia para el desarrollo de los parásitos en el medio ambiente y llega a infestar a las aves, sin

embargo, algunas condiciones logran que los animales se infesten con mayor rapidez, es así que en épocas de lluvias el nivel de parasitosis aumenta.

Los diferentes géneros de los parásitos reportados en el sector Cotapino, presentan diferente afectación a las aves, de acuerdo al lugar donde se tomaron las muestras, como se pueden observar en el gráfico 4-8, donde la mayor afectación lo presentan las aves provenientes del productor Javier Ajón.

La prevalencia de parásitos del 90,0 % podría deberse también al tipo de suministro de agua que cada uno de los propietarios provee a las gallinas, debido a que el agua de bebida proviene de nacimientos naturales, agua lluvia y agua estancada; incluso toman agua de lugares donde se bañan otros animales (Hoyos, 2015, p.7).

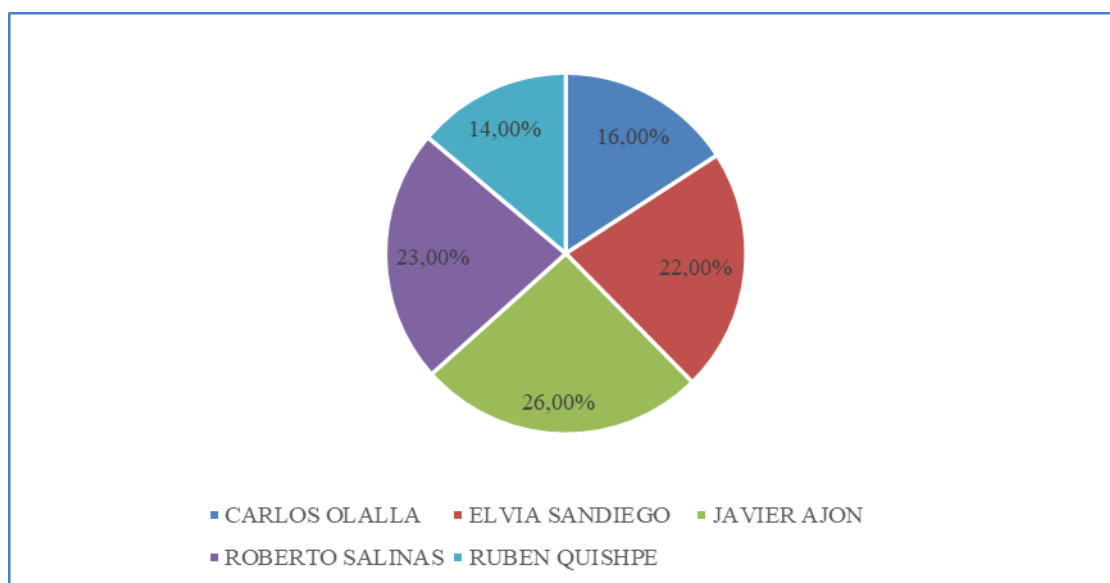


Ilustración 4-4: Parásitos gastrointestinales en gallinas criollas, de acuerdo al lugar de procedencia

Realizado por: Olalla, K., 2023

4.5. Calendario sanitario para el control de la parasitosis

La aplicación de un correcto calendario de desparasitación y vitaminización permitirá que las aves se mantengan libres de parásitos y de infecciones relacionadas, y a su vez mantener la salud y los parámetros productivos de las gallinas.

Se recomienda la aplicación de un desparasitante a los dos meses de vida de las gallinas criollas y volver a desparasitarlas cada cuatro meses.

Se aplicará piperazina que actúa contra los nematodos intestinales, produciendo un boqueo neuromuscular en los parásitos que lo hacen desprenderse del intestino y ser expulsadas al exterior siguiendo las siguientes recomendaciones:

La vía de administración es oral, a través del agua de bebida, para lo cual se disuelve 10 gramos en 10 litros de agua.

Para evitar el problema de resistencia a medicamentos en los animales, se debe rotar el uso de estos productos, por lo que para una segunda aplicación se recomienda el uso de Fenbendazol, que es un antiparasitario en suspensión oral de amplio espectro, indicado para combatir parásitos *Strongyloides sp*, *Trichostrongylus sp*, entre otros.

En una tercera aplicación en el año se utilizará Albendazol, que es utilizado para el control de nematodos gastrointestinales, pulmonares y cestodos.

Propuesta de calendario de desparasitación en gallinas criollas para el sector Cotapino

Tabla 4-9: Propuesta de calendario de desparasitación en gallinas criollas para el sector Cotapino

	Parásito	Desparasitante	Dosis	Acción
Cestodos	<i>Hymenolepis spp</i>	Albendazol 10%	0,5 ml/10kg peso vivo por 5 días	larvicida, ovicida y vermificada
		Prazicuantel 10%	6 mg/kg alimento o agua bebida una sola vez.	Efecto escolicida, tenicida.
Nemátodos	<i>Ascaridia spp</i> <i>Ascaris.spp</i> <i>Gusano de molleja</i>	Fenbendazol 10%	1,5kg/Tonelada de alimento por tres días	larvicida, ovicida y vermificada
	<i>Heterakis spp</i> <i>Trichostrongylus</i>	Piperazina 53%	10g/10 Litros de agua para 60 aves	larvicida, ovicida y vermificada
	Protozoarios <i>Coccidia</i>	Sulfadiazina 40%	1ml/20Kg de peso vivo.	Anticoccidial

Realizador por: Klever Olalla, 2023

Tabla 4-10: Propuesta de calendario de desparasitación en gallinas criollas para el sector Cotapino por aplicación.

FARMACO	EDAD DE LAS AVES	PERIODO DE TRATAMIENTO	SEGUNDA APLICACIÓN	TIEMPO DE RETIRO
Albendazol 10%	Desde las 8 semanas de edad.	Durante 5 días consecutivos	A las 18 semanas de edad	Dos días despues del ultimo tratamiento
Prazicuantel 10%	Desde las 8 semanas de edad.	Una sola administración	Cada tres meses	Dos días despues del ultimo tratamiento
Fenbendazol 10%	Desde los 5 días de edad	Durante 5 días consecutivos	A las 4 semanas	Seis días en carne y cero días en huevos
Piperazina 53%	A los dos meses de edad	Dutante 2 días consecutivos	A los 15 días	Tres días en carne y 1 día en huevos
Sulfadiazina 40%	Desde la primera semana de edad	Durante 3 a cinco días	A los dos meses	Cinco días en carne y dos dias en huevos
Multivitamínico	Desde el primer día	Durante 3 a 5 días	Al mes	No aplica

Realizado por: Olalla, Klever, 2023.

CAPÍTULO V

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

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

- La prevalencia de parásitos internos en las gallinas criollas del sector Cotapino, es de 90,0 % (n = 90); el 41,0 % (n = 41) de las ves evaluadas presentan una parasitosis mixta, es decir están afectados por más de un género de parásitos-
- A pesar de haber observado parasitosis mixtas, sobresalen mayores tasas de prevalencia de nematodos en la zona de estudio (> 6).
- La presencia de parásitos gastrointestinales en las gallinas criollas, provocan una reducción del sistema inmune y las vuelven propensas a enfermedades; además se reducen los parámetros productivos, además es un riesgo para la salud humana de sector rural ya que consume su carne y sus huevos, debido a esto se implementó un calendario de manejo sanitario efectivo para el sector de Cotapino.

5.2. Recomendaciones

Realizar estudios a la canal de las gallinas criollas, para identificar de mejor manera las lesiones anatomopatológicas que causan los parásitos en las aves, y determinar la afectación que puede ocasionar a los productores del sector Cotapino.

Manejar el calendario sanitario propuesto, para evitar que la carne y los huevos de las gallinas puedan afectar la salud de los productores, además reducen la productividad de las aves, y las vuelven propensas a sufrir enfermedades.

Estudiar los factores específicos del sector Cotapino, para conocer los elementos de riesgo de la parasitosis, como la calidad de agua, de la alimentación, bioseguridad, factores climáticos, entre otros

BIBLIOGRAFÍA

BEREGUER, J.G. *Manual de Parasitología. Morfología y biología de los parásitos de interés sanitario* [en línea]. España: Edicions Universitat Barcelona., 2007. [Consulta: 16 enero de 2023] Disponible en:

https://books.google.com.ec/books?id=XH4yn_OANn4C&printsec=copyright&source=gbs_public_info_r#v=onepage&q&f=false

BOBREK, K.; & GAWEL, A. "Prevalence of Heterakis Infection in Parental Flocks of Geese". *Avian Diseases* [en línea], 2020, (Estados Unidos), vol. 64(4), pp. 5-10. [Consulta: 12 de enero de 2023]. Disponible en: <https://doi.org/10.1637/0005-2086-64.4.552>

BOROVIEC, B.; et al. "Occurrence of *Ascaridia galli* and *Heterakis gallinarum* in Guinea Fowl (*Numida meleagris*) in the State of Rondônia, Brazil". *Acta Scientiae Veterinariae* [en línea], 2020, (Brasil), 48(1), pp. 5-9. [Consulta: 12 de diciembre de 2022]. ISSN 1679-9216 Disponible en:

<https://seer.ufrgs.br//index.php/ActaScientiaeVeterinariae/article/view/100099/pdf>

BRITO, D.; & FERNANDES, R. "Ação anti-helmíntica da *Morinda citrifolia* (noni) sobre *Heterakis gallinarum*". *Semina: Ciências Agrárias* [en línea], 2013, (Brasil), vol. 34(4), pp. 9 [Consulta: 12 de enero de 2023]. ISSN 1676-546X. Disponible en: <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2013v34n4p1775>

CABETAS ROYO, Cesar. *Prevención y Control de la Coccidiosis Aviar* [en línea]. Barcelona-España: Editorial Grupo de comunicación Agrinews. S.L, 2018. [Consulta: 15 de abril de 2023]. Disponible en: <https://issuu.com/avinews/docs/coccidiosis-web>

CACHO, E. *Mecanismos inmunológicos de la coccidiosis aviar* [en línea]. España: Editorial Universidad de Zaragoza, 2009. [Consulta: 11 de abril de 2023]. Disponible en: <https://n9.cl/wjbly>

CAMPOSANO, P. *Flynn's Parasites of Laboratory Animals* [en línea]. 2a ed. Estados Unidos: Editorial Blackwell Publishing, 2007. [Consulta: 15 de abril de 2023]. Disponible en: <https://download.e-bookshelf.de/download/0000/5715/80/L-G-0000571580-0002358247.pdf>

CARBALLO RODRÍGUEZ, A.; et al. "Mecanismos patogénicos y manifestaciones clínicas de las coccidias". *Revista Información Científica* [en línea], 2017, (Cuba), vol. 96(6), pp. 1183-

1193 [Consulta: 12 de enero de 2023]. ISSN 1028-9933. Disponible en: <https://revinfcientifica.sld.cu/index.php/ric/article/view/1797/3391>

CORBALÁN, V.; et al. *Eimeria tenella* y otras *Eimerias* aviarias [en línea]. Argentina: Editorial de la Universidad Nacional de La Plata, 2003. [Consulta: 15 de abril de 2023]. Disponible en: <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/149141>

CORDERO DEL CAMPILLO, M. *Sobre las coccidiosis de las perdices, con descripción de Eimeria legionensis n. sp. parásita de Alectoris rufa L. y una clave para su diferenciación* [en línea]. España: Editorial Facultad de Veterinaria de la Universidad de León, 2013. pp 14 [Consulta: 11 de abril de 2023]. Disponible en: <http://hdl.handle.net/10612/2606>

COTRINA ELORREAGA, A. Prevalencia de parásitos en caninos por el método de flotación con solución saturada de azúcar distrito de Olmos periodo setiembre-diciembre 2014 [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Lambayeque, Perú. 2019. pp. 1-28. [Consulta: 18 de diciembre de 2022]. Disponible en: <https://repositorio.unprg.edu.pe/handle/20.500.12893/3496>

CUPO, K.; & BECKSTEAD, R. "Heterakis gallinarum, the cecal nematode of gallinaceous birds: a critical review". *Avian diseases* [en línea], 2019, (Estados Unidos), vol. 63(3), pp. 14-30 [Consulta: 12 de enero de 2023]. Disponible en: <https://doi.org/10.1637/0005-2086-63.3.381>

DÍAZ, M., & MENJIVAR, M. Determinación del grado de infestación de endo y ectoparásitos en aves de traspatio (*Gallus domesticus*) en el departamento de la Libertad [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad del Salvador, El Salvador. 2008. pp. 1-100. [Consulta: 18 de diciembre de 2022]. Disponible en: <https://ri.ues.edu.sv/id/eprint/919>

DINEV, Iván. *Enfermedades de las aves Atlas a color* [en línea]. Perú: Trakia University & CEVA, 2010. [Consulta: 16 enero de 2023] Disponible en: <https://dokumen.tips/documents/enfermedades-de-las-aves-atlas-a-color.html?page=2>

ENSUNCHO HOYOS, C.; et al. "Frecuencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas (*Gallus domesticus*) en el departamento de Córdoba". *Redvet. Revista Electrónica de Veterinaria* [en línea], 2015, (Colombia), vol. 16(6), pp. 10-16. [Consulta: 15 de abril de 2023]. ISSN 1695-7504. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63641399002>

ESCOBAR MARIDUEÑA, S. A. Tipificación de parásitos gastrointestinales en cánidos mediante pruebas de flotación y sedimentación a su ingreso en refugios de los valles de Quito [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad de las Américas, Quito, Ecuador. 2017. pp. 1-96. [Consulta: 18 de diciembre de 2022]. Disponible en: <https://dspace.udla.edu.ec/handle/33000/8118>

ESCOBEDO E. M. *Genética y cría de aves de corral en los países en desarrollo* [blog]. Perú: Gallos Fina Estampa, 2015. [Consulta: 21 de abril de 2023] Disponible en: <http://gallosfinaestampa.blogspot.com/2015/04/genetica-y-cria-de-aves-de-corral-en.html>

ESPINOZA PARRA, C. S. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves de combate (*Gallus gallus domesticus*) [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Politécnica Salesiana, Cuenca, Ecuador. 2019. pp. 1-113. [Consulta: 18 de diciembre de 2022]. Disponible en: <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/18022/1/UPS-CT008562.pdf>

FERNANDES, M. Z. D. L. C. Estudo Da Atividade Anti-Helmíntica De Extratos De Plantas Sobre Nematóides De Aves Ascaridia Galli (Schrank, 1788) Freeborn 1923 E Heterakis Gallinarum (Schrank, 1788) Madsen, 1949 [En línea] (Trabajo de titulación). (Posgrado) Universidade Federal Rural Do Rio De Janeiro, Brasil. 2008. pp. 1-104. [Consulta: 18 de diciembre de 2022]. Disponible en: <https://n9.cl/q2i7e>

GONZÁLEZ, M. Determinación de endoparásitos mediante investigación descriptiva en especies de valor comercial *Mugil cephalus* y *Sarda sarda* para su posterior evaluación de prevalencia parasitaria en el periodo 2013-2017 [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Estatal Península De Santa Elena, Ecuador. 2022. pp. 1-61. [Consulta: 15 de abril de 2023]. Disponible en: <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/8119>

HENDRIX, C.M.; & ROBINSON, E. *Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians* [en línea]. 3ª ed. Estados Unidos: Mosby-Elsevier & Editorial Auburn University, 2006. [Consulta: 15 de abril de 2023]. Disponible en: <https://www.us.elsevierhealth.com/diagnostic-parasitology-for-veterinary-technicians-9780323831031.html>

HERNÁNDEZ SAMPIERI, R.; et al. *Metodología de la investigación* [en línea]. 6ª ed. México: Editorial McGRAW & Hill Interamericana De México, S.A. de C.V, 2006. [Consulta: 15 de abril de 2023]. Disponible en: https://www.uv.mx/personal/cbustamante/files/2011/06/Metodologia-de-la-Investigaci%C3%83%C2%B3n_Sampieri.pdf

HOYOS, C.E.; et al. "Frecuencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas (*Gallus domesticus*) en el departamento de Córdoba". *Revista Electrónica de Veterinaria* [en línea], 2015, (Ecuador), vol. 16(6), pp. 1-9 [Consulta: 15 de abril de 2023]. ISSN 1695-7504. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63641399002>

IDRIS, A.B.; et al. "Lack of correlation between microscopic lesion scores and gross lesion scores in commercially grown broilers examined for small intestinal *Eimeria spp. Coccidiosis*". *Seybold Report* [en línea], 1997, (Estados Unidos), vol. 41(2), pp. 1-3. [Consulta: 15 de abril de 2023]. Disponible en: <https://doi.org/10.2307/1592194>

KEGAN, R. J.; & GARY, W.G. "Gastrointestinal Parasites Found in Domesticated Animals Introduced Into the Neo-Tropics (New World Tropics)". *Concepts of Dairy & Veterinary Sciences* [en línea], 2018, (Trinidad y Tobago), vol. 1(2), pp. 1-17. [Consulta: 15 de abril de 2023]. Disponible en: <https://doi.org/10.32474/CDVS.2018.01.000110>

LEÓN RAYO, A.C., & VARGAS RUIZ, A.M. Análisis del diagnóstico de parásitos gastrointestinales de aves de traspatio en el departamento del Tolima [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Cooperativa de Colombia, Ibagué, Colombia. 2020. pp. 1-80. [Consulta: 15 de abril de 2023]. Disponible en: <https://repository.ucc.edu.co/handle/20.500.12494/46413>

MADRIGAL, E.A.R.; et al. "Fascitis necrotizante por *Enterococcus gallinarum* en una puérpera. Presentación de un caso". *Gaceta Médica Espirituana*. [en línea], 2020, (Cuba), vol. 23(3), pp. 12. [Consulta: 20 de abril de 2023]. ISSN 1608-8921. Disponible en: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1608-89212021000300132

MALO, E. D. C. "Coccidiosis: La enfermedad, consecuencias y tratamiento ". *Asociación Española de Ciencia Avícola*. [en línea], 2013, (España), vol. 56(2), pp. 13-17. [Consulta: 20 de abril de 2023]. ISSN 0210-0541. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4857721>

MARTINS, F. G. Infecção de Deroceras sp. com *Davainea proglottina* (Davaine, 1860) de *Gallus gallus* no Brasil e alguns aspectos morfológicos do cisticercóide [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidade Federal Rural Do Rio De Janeiro, Brasil. 2020. pp. 1-42. [Consulta: 15 de abril de 2023]. Disponible en: <https://tede.ufrj.br/jspui/handle/jspui/4068#preview-link0>

MUÑOZ RODRÍGUEZ, M. Evaluación del efecto de un desparasitante natural, contra nematodos de aves de traspatio, comparado con un desparasitante comercial, en la aldea el paraíso, municipio de Palencia, Guatemala [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala. 2004. pp. 1-51. [Consulta: 15 de abril de 2023]. Disponible en:

<http://biblio.fmvz.usac.edu.gt/cgi-bin/koha/opac-detail.pl?biblionumber=2492>

NAVONE, G.T.; et al. "Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico". *Revistas Parasitología latinoamericana*. [en línea], 2005, (Argentina), vol. 60(3-4), pp. 5 [Consulta: 20 de abril de 2023]. ISSN 0717-7712 Disponible en: <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-77122005000200014>

OLIVARES, L.L. "Prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de traspatio (*Gallus gallus domesticus*), en el municipio de El Sauce, departamento de León, Nicaragua". *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria*. [en línea], 2006, (España), vol. 7(11), pp. 1-8. [Consulta: 11 de abril de 2023]. ISSN 1695-7504. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63612653015>

OROZCO, F. *Mejora genética avícola*. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa, 1991. pp. 28-40

PAJUELO CAMACHO, G.; et al. "Aplicación de la técnica de sedimentación espontánea en tubo en el diagnóstico de parásitos intestinales". *Revista Biomédica*. [en línea], 2006, (Perú), 17(2), pp. 12. [Consulta: 11 de abril de 2023]. Disponible en: <https://doi.org/10.32776/revbiomed.v17i2.443>

PÉREZ A. "La avicultura de traspatio en zonas campesinas de la provincia de Villa Clara, Cuba". *Revista Agronomía Mesoamericana* [en línea], 2003, (Cuba), 32(3), pp. 12. [Consulta: 20 de abril de 2023]. ISSN 2215-3608. Disponible en: <https://doi.org/10.15517/am.v32i3.42903>

PÉREZ A.; & POLANCO G. "La avicultura de traspatio en zonas campesinas de la provincia de Villa Clara, Cuba". *Revista Agronomía Mesoamericana* [en línea], 2003, (Cuba), vol. 32(3), pp. 1019-1033. [Consulta: 22 de abril de 2023]. ISSN 2215-3608. Disponible en: <https://doi.org/10.15517/am.v32i3.42903>

RAMOS, D.F., SAHAGÚN, CA.; & AVILA, R.A. "Prevalencia de coccidios en pollos de traspatio de Salamanca (Guanajuato, México)". *Revista veterinaria* [en línea], 2019, (México),

vol. 30(1), pp. 4. [Consulta: 22 de abril de 2023]. ISSN 1669-6840. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.30972/vet.3013907>

RIVERA, F. 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 (Trabajo de titulación) (Pregrado) Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María, Perú 2017. pp. 1-40. Disponible en:

https://repositorio.unas.edu.pe/bitstream/handle/20.500.14292/1458/RMFA_2017.pdf?sequence=1&isAllowed=y

RODRÍGUEZ VIVAS, R.I.; & COB GALERA, L.A. *Técnicas Diagnósticas en Parasitología Veterinaria* [en línea]. 2nd ed. México: Editorial Universidad Autónoma de Yucatán, 2005. [Consulta: 12 de abril de 2023] Disponible en:

https://books.google.com.ec/books/about/T%C3%A9cnicas_Diagn%C3%B3sticas_en_Parasitolog%C3%AD.html?id=H51TMAAhRLkC&redir_esc=y

ROSSANIGO, C. *Coccidiosis y Criptosporidiosis. Enfermedades parasitarias de los bovinos y otros rumiantes menores en el cono sur de América*. Argentina: Ediciones EEA INTA Anguil, 2007. pp. 1-16.

RUIZ, C.; et al. *Tratamiento y nuevas alternativas de control de las cestodosis en la gallina doméstica* [en línea]. Cuba: Editorial SIIDCA & CSUCA, 2009. pp. 7. [Consulta: 11 de diciembre de 2022.] Disponible en: <https://catalogosiidca.csuca.org/Record/UNANI.049863>

RUIZ, H.R. *Coccidiosis aviar. In Coccidiosis aviar* [en línea]. Venezuela: Editorial Consejo de Desarrollo Científico y Humanístico, 1990. pp. 1-11 [Consulta: 11 de diciembre de 2022.] Disponible en:

https://books.google.com.ec/books/about/Coccidiosis_aviar.html?id=b9e7AAAACAAJ&redir_esc=y

SÁNCHEZ GARCÍA, C. *Últimos avances de los faisanes del siglo XXI*. [blog]. España: Selecciones Avícolas, 2017. [Consulta: 12 de abril de 2023] Disponible en:

<https://seleccionesavicolas.com/avicultura/2017/03/ultimos-avances-de-los-faisanes-del-siglo-xxi>

SÁNCHEZ, G.; et al. "Comparación de dos nuevas técnicas de sedimentación y métodos convencionales para la recuperación de parásitos intestinales". *Revistas Médicas*

Latinoamericanas: Medigraphic Literatura Biomédica. [en línea], 2012, (España), vol. 59(4), pp. 1-7. [Consulta: 20 de abril de 2023]. Disponible en: <https://www.medigraphic.com/pdfs/patol/pt-2012/pt124i.pdf>

SANTOS, M.; et al. "Surto de endoparasitose em galinhas caipiras (*Gallus gallus domesticus*) na Bahia, Brasil". *Acta Scientiae Veterinariae* [en línea], 2021, (Cuba), vol. 49(1), pp. 1-6. [Consulta: 12 de enero de 2023]. ISSN 1679-9216. Disponible en: http://www.ufrgs.br/actavet/49-suple-1/CR_667.pdf

SCHOU, T.W.; et al. "Gastrointestinal helminths in indigenous and exotic chickens in Vietnam: association of the intensity of infection with the Major Histocompatibility Complex". *Cambridge University Press* [en línea], 2019, (Reino Unido), vol. 134(4), pp. 561-573. [Consulta: 22 de abril de 2023]. Disponible en: <https://doi.org/10.1017/S0031182006002046>

SIXTOS, Claudia. *Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitológicos* [en línea]. México: Editorial Virbac Salud Animal, 2011. pp. 10. [Consulta: 11 de diciembre de 2022.] Disponible en: https://issuu.com/hitsoft/docs/artefinal_vad_ac_24

SOTO, J.L.; et al. "Diagnóstico de enfermedades endoparasitológicas en fincas de productoras del municipio de Malpaisillo, Departamento de León, pertenecientes a mujeres productoras rurales organizadas del grupo Xochilt ACATL". *Revista electrónica de Veterinaria* [en línea], 2007, (España), vol. 8(5), pp. 1-11. [Consulta: 22 de abril de 2023]. ISSN 1695-7504. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63612669012>

TENORIO ABREU, A.; et al. "Comparación entre 2 técnicas de concentración de parásitos (Copropack versus Mini Parasep Solvent Free) Comparison between 2 parasite concentration techniques (Copropack versus Mini Parasep Solvent Free)". *Enferm. infecc. microbiol. clín.* [en línea], 2006, (España), vol. 31(5), pp. 347-348. [Consulta: 20 de abril de 2023]. ISSN 0213-005X. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4832966>

TERASHIMA, A.; et al. "Técnica de sedimentación en tubo de alta sensibilidad para el diagnóstico de parásitos intestinales". *Revista de gastroenterología del Perú* [en línea], 2009, (Perú), vol. 29(4), pp. 8. [Consulta: 22 de abril de 2023]. ISSN 1022-5129. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1022-51292009000400002

TOMAZIC, M.L.; et al. *Primera detección molecular de Eimeria spp. y E. tenella en pollos infectados de Argentina* [en línea]. Argentina: Editorial Universidad Nacional de Río Cuarto, 2018. [Consulta: 11 de diciembre de 2022.] Disponible en: <https://ri.conicet.gov.ar/handle/11336/162091>

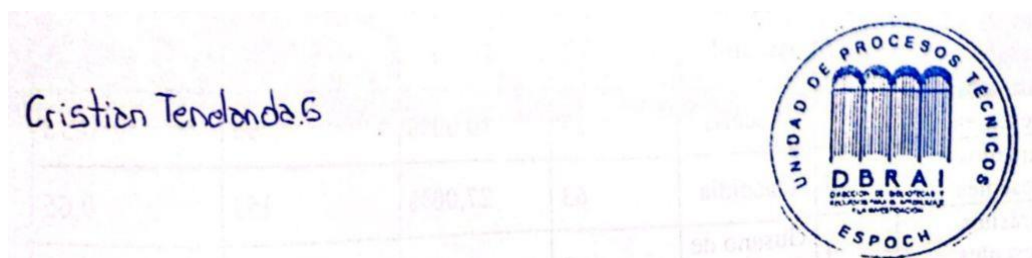
VALVERDE, M. Factores de riesgo asociados a la parasitosis gastrointestinales en gallinas (*gallus gallus domesticus*) explotadas en Huánuco [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Nacional Hermilio Valdizán, Huánuco, Perú. 2021, pp. 1-40. Disponible en: <https://repositorio.unheval.edu.pe/bitstream/handle/20.500.13080/6820/TMV00331V27.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

VARELA CAMPO, J.A. Principales parásitos intestinales en aves de la orden galliforme género faisán, revisión bibliográfica [En línea] (Trabajo de titulación). (Pregrado) Universidad Antonio Nariño, Popayán, Colombia. 2021. pp. 1-101. [Consulta: 11 de abril de 2023]. Disponible en: http://repositorio.uan.edu.co/bitstream/123456789/4507/2/2021_T.GJonhVarela.pdf

VIGNONI, Ernesto. Control de la coccidiosis aviar: desarrollo de cepas atenuadas y evaluación de productos naturales [En línea] (Trabajo de titulación). (Posgrado) Universidad Nacional de Luján, Argentina. 2020. pp. 1-148. [Consulta: 11 de abril de 2023]. Disponible en: <http://ri.unlu.edu.ar/xmlui/handle/rediunlu/1546>

VILLACÍS, Gustavo. *La avicultura rural de la frontera sur ecuatoriana* [en línea]. Ecuador: Editorial Universidad Nacional de Loja & La Avicultura Rural de la Frontera Sur Ecuatoriana, 2012. [Consulta: 5 de abril de 2023] Disponible en: <http://dspace.unl.edu.ec/jspui/handle/123456789/21>

YUÑO, M. M.; & GOGORZA, L. M. "Coccidiosis aviar: respuesta inmune y mecanismos de control en la industria avícola". *Revista veterinaria* [en línea], 2008, (Argentina), vol. 19(1), pp. 61-66. [Consulta: 22 de abril de 2023]. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.30972/vet.1914304>



ANEXOS

ANEXO A: RESULTADOS DE ESTADÍSTICA DESCRIPTIVA DE LAS DIFERENTES VARIABLES ESTUDIADAS

Variable	Clase	Procedencia	Frecuencia absoluta	Frecuencia relativa	Frecuencia absoluta acumulada	Frecuencia relativa acumulada
Nombre del propietario	1	Carlos olalla	37	16,00%	37	0,16
Nombre del propietario	2	Elvia sandiego	52	22,00%	89	0,38
Nombre del propietario	3	Javier ajon	60	26,00%	149	0,63
Nombre del propietario	4	Roberto salinas	54	23,00%	203	0,86
Nombre del propietario	5	Ruben quishpe	32	14,00%	235	1

Variable	Clase	Edad	Frecuencia absoluta	Frecuencia relativa	Frecuencia absoluta acumulada	Frecuencia relativa acumulada
Edad	1	< 1 año	145	62,00%	145	0,62
Edad	2	> 1 año	90	38,00%	235	1

variable	Condición corporal	LI	LS	MC	Frecuencia absoluta	Frecuencia relativa	Frecuencia absoluta acumulada	Frecuencia relativa acumulada
Condición corporal	2	2,00	2,29	2,14	57	24,00%	57	0,24
Condición corporal	3	2,86	3,14	3	130	55,00%	187	0,8
Condición corporal	4	3,71	4,00	3,86	48	20,00%	235	1

Variable	Clase	Categorías	Frecuencia absoluta	Frecuencia relativa	Frecuencia absoluta acumulada	Frecuencia relativa acumulada
Presencia	1	Negativo	0	0,00%	0	0
Presencia	2	Positivo	235	100,00%	235	1

variable	Clase	Parásito	Frecuencia absoluta	Frecuencia relativa	Frecuencia absoluta acumulada	Frecuencia relativa acumulada
Parásitos presentes	1	Ascaridia	67	29,00%	67	0,29
Parásitos presentes	2	Ascaris	23	10,00%	90	0,38
Parásitos presentes	3	Coccidia	63	27,00%	153	0,65
Parásitos	4	Gusano de	2	1,00%	155	0,66

presentes		molleja				
Parasitos presentes	5	Heterakis	36	15,00%	191	0,81
Parasitos presentes	6	Hymenolepis spp	13	6,00%	204	0,87
Parasitos presentes	7	Trichostrongylus	31	13,00%	235	1

Variable	Clase	Nivel infestación	Frecuencia absoluta	Frecuencia relativa	Frecuencia absoluta acumulada	Frecuencia relativa acumulada
Nivel	1	Alto	66	28,00%	66	0,28
Nivel	2	Bajo	59	25,00%	125	0,53
Nivel	3	Medio	110	47,00%	235	1

ANEXO B: IDENTIFICACIÓN DE LAS GALLINAS CRIOLLAS



ANEXO C: RECOLECCIÓN DE LAS MUESTRAS DE HECES



ANEXO D: TRANSPORTE DE LAS MUESTRAS AL LABORATORIO



ANEXO E: IDENTIFICACION DE LA MUESTRA RECOLECTADA



ANEXO F: RECOLECCIÓN DE MUESTRAS EN PISO





epoch

Dirección de Bibliotecas y
Recursos del Aprendizaje

UNIDAD DE PROCESOS TÉCNICOS Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO
Y DOCUMENTAL

REVISIÓN DE NORMAS TÉCNICAS, RESUMEN Y BIBLIOGRAFÍA

Fecha de entrega: 18/ 12/ 2023

INFORMACIÓN DEL AUTOR
Nombres – Apellidos: Klever Fabian Olalla Tacuri.
INFORMACIÓN INSTITUCIONAL
Facultad: Ciencias Pecuarias
Carrera: Zootecnia
Título a optar: Ingeniero Zootecnista
f. responsable: Ing. Cristian Sebastian Tenelanda Santillan.

Cristian Tenelanda.S

Ing. Cristian Tenelanda. S

Ci: 060468670-9



2016-DBRA-UPT-2023