UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO

UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

POSGRADO

Tema: Identificación de los factores de riesgo asociados a enteroparásitos en gallinas criollas *(Gallus gallus domesticus)* de traspatio en las zonas rurales de la parroquia San José, de la provincia de Pastaza, Ecuador.

Trabajo de Titulación, previo a la obtención del Título de Cuarto Nivel de

Magister en Sanidad Animal

Modalidad del Trabajo de Titulación: Trabajo de titulación

Autora: Ing. Keyla Paola Cuvi Cuenca

Directora: Ing. Cecilia Elizabeth Rodríguez Haro, Ph.D.

Cevallos – Ecuador

2024

A la Unidad Académica de Titulación de la Facultad de Ciencias Agropecuarias

El Tribunal receptor del Trabajo de Titulación, presidido por Ing. Oscar Patricio Núñez Torres, PhD, e integrado por los señores: Dr. Roberto Ismael Almeida Secaira Mg., Mvz. Byron Enrique Borja Caicedo Mg., designados por la Unidad Académica de Titulación del Centro dePosgrados de la Universidad Técnica de Ambato, para receptar el Trabajo de Titulación con el tema: ***"Identificación de los factores de riesgo asociados a enteroparásitos en gallinas criollas (Gallus gallus domesticus) de traspatio en las zonas rurales de la parroquia San José, de la provincia de Pastaza, Ecuador."*** elaborado y presentado por la *Ing. Keyla Paola Cuvi Cuenca,* para optar por el Titulo de cuarto nivel de Magíster en Sanidad Animal; una vez escuchada la defensa oral del Trabajo de Titulación, el Tribunal aprueba y remite el trabajo para uso y custodia en las bibliotecas de la UTA.

Ing. Oscar Patricio Núñez Torres, PhD.

Presidente y Miembro del Tribunal

Dr. Roberto Ismael Almeida Secaira Mg

Miembro del Tribunal

Mvz. Byron Enrique Borja Caicedo Mg.

Miembro del Tribunal

AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

La responsabilidad de las opiniones, comentarios y críticas emitidas en el Trabajo de Titulación presentado con el tema: **Identificación de los factores de riesgo asociados a enteroparásitos en gallinas criollas (*Gallus gallus domesticus)* de traspatio en las zonas rurales de la parroquia San José, de la provincia de Pastaza, Ecuador.**, le corresponde exclusivamente a: Ing. Keyla Paola Cuvi Cuenca, Autora bajo la Dirección de Ing. Cecilia Elizabeth Rodríguez Haro, PhD., Director del Trabajo de Titulación, y el patrimonio intelectual a la Universidad Técnica de Ambato.

- -

Ing. Keyla Paola Cuvi Cuenca

c.c.: 1600911935

AUTOR(A)

- -

Ing. Cecilia Elizabeth Rodríguez Haro PhD.

c.c.: 1600396525

DIRECTOR(A)

DERECHOS DE AUTOR

Autorizo a la Universidad Técnica de Ambato, para que el Trabajo de Titulación, sirvacomo un documento disponible para su lectura, consulta y procesos de investigación, según las normas de la Institución.

Cedo los Derechos de mi trabajo, con fines de difusión pública, además apruebo la reproducción de este, dentro de las regulaciones de la Universidad.

- -

Ing. Keyla Paola Cuvi Cuenca

c.c.: 1600911935

ÍNDICE GENERAL

Portada ..... **I**

A la Unidad Académica de Titulación de la Facultad de Ciencias Agropecuarias ..... **II**

AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN ..... **III**

ÍNDICE GENERAL ..... **V**

ÍNDICE DE TABLAS ..... **IX**

ÍNDICE DE FIGURAS ..... **X**

AGRADECIMIENTO ..... **XI**

DEDICATORIA ..... **XII**

RESUMEN EJECUTIVO ..... **XIV**

ABSTRACT ..... **XV**

CAPÍTULO I

EL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN **15**

1.1 Introducción **15**

1.2 Justificación **16**

1.3 Objetivos **17**

1.3.1 General **17**

1.3.2 Específicos **17**

CAPÍTULO II

ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS **18**

2.1 Avicultura en Ecuador **18**

2.2 Avicultura de traspatio **19**

2.3 Razas más utilizadas en crianza traspatio **20**

2.3.1 Carioca (Gallus domesticus nudicollis) 20

2.3.2 Zamarrona (*Gallus domesticus* L. subespecie *giganteus*)..... 20

2.3.3 Copetona (*Gallus domesticus* L. subespecie *cristatus*)..... 21

2.3.4 Cuello desnudo (*Gallus domesticus* L. subespecie *nanus*)..... 22

2.3.5 Santanderiana o ecuatoriana 23

2.3.6 Nicaragua (*Gallus domesticus* L. subespecie *morio*)..... 23

2.3.7 Chusca (*Gallus domesticus* L. subespecie *crispus*)..... 24

2.3.8 Tapuncha (*Gallus domesticus* L. subespecie *ecaudatus*)..... 25

2.3.9 De pelo (*Gallus domesticus* L. subespecie *lanatus*) 25

2.3.10 Enana (Gallus domesticus L. subespecie dorkingensis) 26

2.4 Sistema digestivo de las aves..... 26

2.4.1 Pico y cavidad bucal..... 27

2.4.2 Esófago y bunche..... 28

2.4.3 Estómago..... 28

2.4.4 Intestino delgado e intestido grueso 29

2.4.5 Órganos accesorios..... 30

2.5 Parasitismo y su ciclo de vida 31

2.5.1 Nemátodos..... 31

2.5.2 Cestodes..... 34

2.5.3 Coccidios 36

2.6 Causas..... 37

2.6.1 Edad..... 37

2.6.2 Alimento..... 38

2.6.3 Manejo sanitario 38

2.7 Consecuencias 41

2.7.1 Reducción en la productividad 41

2.7.2 Compromiso del sistema inmunológico 42

2.7.3 Efectos nutricionales y de crecimiento 42

2.7.4 Impacto económico 42

2.7.5 Bienestar Animal 43

2.7.6 Riesgo de Zoonosis 43

2.8 Técnicas 44

CAPÍTULO III

MARCO METODOLÓGICO 46

3.1 Localización y duración del experimento 46

3.1.1 Localización 46

3.1.2 Condiciones meteorológicas 46

3.1.3 Duración 47

3.2 Materiales, equipos y métodos 47

3.2.1 Material de campo 47

3.2.2 Material de oficina 47

3.2.3 Material Biológico 48

3.2.4 Material de laboratorio 48

3.3 Tipo de investigación 48

3.4 Unidades experimentales 49

3.5 Tratamiento y diseño experimental 49

3.6 Mediciones experimentales 49

3.7 Técnicas estadísticas y pruebas de significancia 49

3.8 Procedimiento experimental 49

3.8.1 De campo 49

3.8.2 Laboratorio 50

3.8.2.1 Técnica de flotación 50
3.8.2.2 Técnica Mc Master 50
3.9 Metodología de evaluación 50
3.9.1 Porcentaje de prevalencia de parasitaria (%) 50
3.9.2 Factores de Riesgo 51

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN 52
4.1 Prevalencia parasitaria en aves 52
4.1.1 Prevalencia de entero parásitos (%) 52
4.1.2 Prevalencia de entero parásitos según el sexo (%) 53
4.2 Predominancia de parásitos gastrointestinales en aves criollas. 54
4.2.1 Identificación de parásitos 54
4.2.2 Identificación de parásitos según el sexo 56
4.2.3 Prevalencia de parásitos según el lugar de procedencia 58
4.3 Factores de riesgo 60
4.3.1 Factores de riesgo asociados a la prevalencia de parásitos en aves criollas 60

CAPÍTULO V

5.1 CONCLUSIONES 62
5.2 RECOMENDACIONES 63
5.3 BIBLIOGRAFÍA 66
5.4 ANEXOS 75

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA 1: *Condiciones meteorológicas de la Parroquia San José* 46
TABLA 2: *Prevalencia de parásitos* 52
TABLA 3 *Factores de riesgo asociados a la prevalencia de parásitos en aves criolla* 60

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. *Carioca (Gallus domesticus nudicollis)* 20

Figura 2. *Gallina Zamarrona (Gallus domesticus giganteus)* 21

Figura 3. *Copetona (Gallus domesticus cristatus)* 22

Figura 4. *Gallina Cuello desnudo (Gallus domesticus nanus)* 22

Figura 5. *Santanderiana o ecuatoriana* 23

Figura 6. *Nicaragua (Gallus domesticus morio)* 24

Figura 7. *Chusca (gallus domesticus crispus)* 24

Figura 8. *Tapuncha (Gallus domesticus ecaudatus)* 25

Figura 9. *De pelo* (*Gallus domesticus lanatus*) 26

Figura 10. *Enana* (*Gallus domesticus dorkingensis*) 26

Figura 11. *Sistema digestivo* 27

Figura 12. *Localización del trabajo experimental* 46

Figura 13. *Prevalencia de parásitos en aves criollas* 53

Figura 14. *Presencia de parásitos según el sexo* 54

Figura 15. Prevalencia de parásitos gastrointestinal 55

Figura 16. Identificación de parásitos según el sexo 57

Figura 17. *Prevalencia de parásitos según la edad* 59

Figura 18. *Conservación de las muestras en cooler y refrigeradora*…… 69

Figura 19. *Análisis de técnicas de flotación y Mc Master*……69

Figura 20. *Taxones de parásitos aislados de las muestras fecales de las gallinas criollas*..……70

AGRADECIMIENTO

Agradecimiento a Dios por su gracia y amor. En primer lugar, expreso mi sincero agradecimiento a mis padres, quienes han sido una fuente constante de inspiración y apoyo en cada etapa de mi vida personal y profesional.

Quiero manifestar mi infinita gratitud a mi directora de tesis, la Ing. Cecilia Elizabeth Rodríguez Haro, Ph.D., por su orientación invaluable y su apoyo incondicional. Su vasto conocimiento y dedicación han sido fundamentales para el desarrollo y culminación de este trabajo, y su compromiso ha dejado una huella imborrable en mi formación académica.

Finalmente, deseo reconocer a todas las productoras de la parroquia San José de la provincia de Pastaza que, con su tiempo y esfuerzo, facilitaron el acceso a la información necesaria para la realización de esta investigación. Sin su colaboración, este trabajo no habría sido posible.

Agradezco a todos por ser parte integral de este maravilloso viaje académico.

DEDICATORIA

Dedico esta tesis mis padres y hermanas por el apoyo incondicional, comprensión y aliento constante han sido el pilar fundamental durante todo el proceso académico. Su confianza en mis capacidades y su apoyo inquebrantable en los momentos de desafío han sido una fuente inagotable de motivación. Esta tesis es un reflejo de su apoyo y fe en mí.

RESUMEN EJECUTIVO

En la actualidad, no existe suficientes estudios formales sobre fauna parasitológica en las aves de traspatio en Ecuador, por esta razón el presente trabajo pretende contribuir con conocimientos referentes a la prevalencia e incidencia parasitaria de la producción avícola de traspatio en la Parroquia San José de la provincia de Pastaza, asimismo, describir la importancia de producción sostenible y sustentable que garantice la seguridad alimentaria porque para fortalecer tanto la salud animal como el manejo sanitario de los animales identificando los factores de riesgo para prevenirlos mediante un manejo de control sanitaria por lo cual, el objetivo de la presente investigación fue identificar los principales parásitos gastrointestinales asociados a los factores de riesgo e interés zoonótico en aves de traspatio de zonas rurales del trópico.

Se realizó la recolección de muestras de heces fecales de 80 aves (gallos y gallinas) de distintas edades bajo un sistema de crianza tras patio, las muestras fueron recolectadas al azar. Para el análisis de laboratorio, las muestras fueron sometidas a las pruebas de flotación y lavado y técnica Mc Master. Se pudo determinar la prevalencia de parásitos con un valor de 91.25%, según el sexo, la prevalencia parasitaria positiva en hembras fue elevada (60%). En cuanto a la identificación de parásitos, se reportó la prevalencia de: *Hymenolepis setigera* y *Capillaria spp* con el 27% respectivamente, seguido de *Eimeria spp* (26,3%). En función de la edad; la prevalencia parasitaria fue mayor en las aves mayores a 12 meses. Finalmente, los valores de Odds Ratio fueron superiores 1, en los factores como la desparasitación, alimentación, y alojamiento lo cual se considera como un factor viable de riego, favoreciendo la infestación de parásitos.

Palabras clave: Prevalencia, factores de riesgo, parásitos, salud animal, aves de corral

ABSTRACT

Currently, there are not enough formal studies on parasitological fauna in backyard birds in Ecuador, for this reason the present work aims to contribute with knowledge regarding the prevalence and parasitic incidence of backyard poultry production in parish San José, province of Pastaza, likewise, describe the importance of sustainable and sustainable production that guarantees food safety because to strengthen both animal health and the sanitary management of animals by identifying risk factors to prevent them through sanitary control management, therefore, the objective of the present investigation was to identify the main gastrointestinal parasites associated with risk factors and zoonotic interest in backyard birds from rural areas of the tropics.

Fecal samples were collected from 80 birds (roosters and hens) of different ages under a backyard breeding system. The samples were collected at random. For laboratory analysis, the samples were subjected to flotation and washing tests and the Mc Master technique. The prevalence of parasites could be determined with a value of 91.25%, depending on sex, the positive parasite prevalence in females was high (60%). Regarding the identification of parasites, the prevalence of: *Hymenolepis setigera* and *Capillaria spp* was reported with 27% respectively, followed by *Eimeria spp* (26,3%). Depending on age; The parasite prevalence was higher in birds older than 12 months. Finally, the Odds Ratio values were greater than 1, in factors such as deworming, feeding, and housing, which is considered a viable irrigation factor, favoring parasite infestation.

Keywords: Prevalence, risk factors, parasites, animal health, poultry

CAPÍTULO I

EL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN

1.1 Introducción

La crianza de gallinas criollas *Gallus gallus domesticus* en traspatio es una práctica común en las zonas rurales, esta actividad es vital para la economía familiar y la seguridad alimentaria de la comunidad (Flores, 2022). Uno de los principales desafíos que enfrentan los avicultores es la prevalencia de enteroparásitos, los cuales pueden afectar gravemente la salud de las aves y, por ende, la productividad de los pequeños criadores; la identificación de los factores de riesgo asociados a estas infecciones parasitarias es esencial para desarrollar estrategias efectivas de manejo y control que puedan mitigar su impacto (Manual práctico para la producción y manejo de aves de traspatio, 2021).

En Ecuador, los parásitos reportados en aves de traspatio corresponden a nematodos, como por ejemplo *Capillaria spp.* que afecta al intestino delgado*, Heterakis gallinarum,* conocido por su capacidad de transmitir, como también el engrosamiento del ciego; cestodos como son *Davainea proglotina* que se localiza en el duodeno de las aves y *Raillietina spp.* que es uno de los géneros más frecuentes, afectando el intestino delgado y causando problemas de absorción de nutrientes; las infecciones por estos parásitos pueden dañar gravemente la salud de las aves, provocando pérdida de peso, reducción de la producción de huevos y, en casos graves, la muerte (Andy, 2014).

El estudio de los factores de riesgo asociados a los enteroparásitos no solo es relevante desde una perspectiva veterinaria, sino también socioeconómica; la salud de las aves está directamente relacionada con la productividad y, por ende, con los ingresos de las familias rurales; además, la prevención y control de estas infecciones contribuyen a mejorar el bienestar animal y la calidad de vida de las comunidades rurales (Hortúa-López et al., 2021).

Los enteroparásitos, tales como nematodos y cestodos, encuentran en las condiciones de traspatio un ambiente propicio para su desarrollo y propagación; factores como el manejo del suelo, la alimentación, las prácticas de higiene y las condiciones ambientales juegan un papel crucial en la dinámica de estas infecciones (Cordero, 2020).

El objetivo fue realizar una revisión bibliográfica sobre los parásitos registrados en aves de traspatio en zonas rurales para identificar los factores de riesgo que contribuyen a infecciones endoparásitarias en gallinas criollas las regiones, principalmente la Amazonia. (Toaquiza, 2017).

1.2 Justificación

La producción avícola tiene un crecimiento considerable a nivel mundial, se han desarrollados diversos sistemas de producción intensivos y semi-intensivos, los cuales deben garantizar la seguridad alimentaria (Butcher y Davis, 2022).

La producción avícola en zonas rurales es de gran importancia, este sistema mejor conocido como de traspatio es una actividad realizada por productores agrícolas para autoconsumo o para generar ingresos (Pérez et al., 2023). El desarrollo de los sistemas de crianza de aves criollas en comunidades rurales, contribuyen a la conservación de las especies, la cultura y tradición, sin embargo, este sistema no tiene el manejo sanitario adecuado para llevar a cabo la producción y como consecuencia las parvadas de aves son susceptibles como hospederos de enfermedades parasitarias (Alvarado, 2018).

Las aves están expuestas a agentes infecciosos como parásitos gastrointestinales que suelen ser zoonóticos, lo cual simboliza un problema de salud pública (Andy, 2014). Los parásitos gastrointestinales son microorganismos que generalmente son protozoarios y helmintos los cuales generan diversas condiciones negativas en las aves, como por ejemplo en su apariencia física refleja disminución de peso y plumaje; si se da casos más severos puede presentar contusiones intestinales, anemia e incidencia de mortalidad; en ambos casos se vería afectado los parámetros productivos cuantitativos

como ganancia de peso, producción de huevos, conversión alimenticia (Valverde, 2021).

Actualmente, no existen suficientes estudios formales sobre la fauna parasitaria de aves de traspatio en zonas tropicales o subtropicales del Ecuador. Considere que el propósito de este trabajo es contribuir al conocimiento de infecciones de enteroparásitos en la producción avícola de traspatio en la parroquia San José, Provincia de Pastaza. Asimismo, se describe la importancia de la producción sustentable para la seguridad alimentaria, ya que se identifican factores de riesgo a través de una gestión de control sanitario para mejorar la salud animal y el manejo sanitario (Vera, 2024).

1.3 Objetivos

1.3.1 General

- Identificar los principales parásitos gastrointestinales asociados a los factores de riesgo en gallinas criollas de traspatio de zonas rurales.

1.3.2 Específicos

- Determinar la prevalencia de los parásitos gastrointestinales en los sistemas de crianza de aves de traspatio.
- Evaluar la predominancia de parasitarios gastrointestinal en las aves criollas.
- Identificar los factores de riesgo para la parasitosis gastrointestinal durante el manejo de las aves de traspatio.

CAPÍTULO II

ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS

2.1 Avicultura en Ecuador

Según el Instituto Nacional de Estadística y Censos (2020) la producción avícola en el año 2014 y 2019 se detectó un 27% en el ámbito de gallinas y pollos criados en campo y granjas, lo que representó un porcentaje mayos a años pasados, incrementando la producción familia; se tuvo un porcentaje del "71% en gallinas ponedoras y con 16% pollos, pollitos y pollas"; las provincias que contiene el mayor porcentaje de cría son "Guayas, Pichincha, Tungurahua, Santo Domingo de Tsáchilas, Manabí, El Oro, Cotopaxi, Imbabura y Pastaza" (pp. 1-2).

La avicultura en el Ecuador ha incrementado por la demanda que se da cada año, según las estadísticas de la Corporación Nacional de Avicultura del Ecuador (2022) en el año 2023 se obtuvo una producción de 549 toneladas de carne de pollo, un porcentaje mayor a los años pasados; por lo cual la producción de aves garantiza la economía de sectores rurales.

El sector avícola en Ecuador se divide en dos grandes segmentos: la avicultura industrial y la avicultura de traspatio. Según Tomalá (2022), la avicultura se realiza a nivel industrial el cual tiene un control sanitario eficiente, y por otro lado el de traspatio que comúnmente tiene limitado el tema de manejo sanitario en el cual la producción pecuaria presenta limitaciones en implementación de innovación tecnológica y carencia de asistencia técnica preventiva que restringen el estatus sanitario.

La avicultura de traspatio, comúnmente realizada en áreas rurales, enfrenta desafíos significativos en términos de manejo sanitario, este tipo de avicultura presenta limitaciones en la implementación de innovaciones tecnológicas y carece de asistencia técnica preventiva, lo cual restringe el estatus sanitario de las aves, sin embargo, a pesar de estas limitaciones, la avicultura de traspatio sigue siendo vital para las comunidades rurales (Cordero, 2020).

Según Villacís et al., (2014), esta práctica es esencial porque proporciona una fuente accesible de alimento y genera ingresos adicionales para las familias rurales, la crianza de aves en traspatio, aunque menos tecnificada, es una práctica común que contribuye al sustento y la seguridad alimentaria de estas comunidades.

2.2 Avicultura de traspatio

Como se mencionó la avicultura de traspatio es común en zonas rurales, por lo cual Vargas, (2015) destaca que:

> Se dio inicio con la domesticación de la especie (*Gallus gallus*), para aprovechar su producción: carne y huevos productos que servían para complementar la alimentación de las familias, las aves son animales de fácil manejo, se alimentan de desperdicios de cocina, subproductos de cosechas y lo que puedan conseguir en el medio ambiente (lombrices, insectos y vegetales) (pp. 99).

El modelo de crianza o domesticación de las gallinas se realiza cerca del hogar con carencia de equipos adecuados para los cuidados necesarios de los animales, la falta de infraestructura adecuada significa que las gallinas están sometidas a condiciones que desfavorecen su salud y, por ende, la producción (Toapanta, 2018). El manejo sanitario no es óptimo, las aves son susceptibles a enfermedades parasitarias que pueden afectar tanto al animal como, en algunos casos, al ser humano; demás, el entorno en el que se crían estas aves suele carecer de las medidas de bioseguridad necesarias para prevenir la propagación de enfermedades (Trujillo, 2019).

No solo impacta negativamente en la productividad de las aves, sino que también pone en riesgo la salud pública, no obstante, la avicultura de traspatio tiene sus ventajas, según Toapanta (2018) especialmente en sostenibilidad y economía circular; al alimentarse de residuos y subproductos, estas aves contribuyen a la reducción de desechos y al aprovechamiento de recursos disponibles en el entorno inmediato; además, el costo de mantenimiento es relativamente bajo en comparación con la avicultura industrial.

2.3 Razas más utilizadas en crianza traspatio

2.3.1 Carioca (Gallus domesticus nudicollis)

Se distingue por su cuello sin plumas debido a un gen dominante, lo que le confiere una apariencia única, esta alteración se manifiesta en la ausencia de plumas en la parte inferior de la cabeza y en la parte dorsal del cuello, aunque sí presenta plumas cerca de la cresta, estas gallinas tienen un plumaje abundante en el resto del cuerpo, con colores que varían según la especie; tiene un tamaño mediano; los gallos pesan aproximadamente 2.0 kg y las gallinas alrededor de 1.5 kg; su cuello desnudo no solo les da una apariencia peculiar, sino que también les ayuda a regular mejor su temperatura corporal en climas cálidos, haciéndolas menos propensas a golpes de calor y adecuadas para entornos de traspatio en regiones cálidas (Valencia, 2011).

Figura 1.

Carioca (Gallus domesticus nudicollis)

Nota: Daptado de *Caracterización de los sistemas de produción de aves de traspatio en la parroquia Chanduy Provincia de Santa Elena, por* Jacobo Cordero, 2020, Universidad Estatal Península de Santa Elena. https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/5663/1/UPSE-TIA-2021-0001.pdf

2.3.2 Zamarrona (*Gallus domesticus* L. subespecie *giganteus*)

Es una subespecie que presenta plumas a lo largo del tarso-metatarso, una característica poco común que le otorga una apariencia distintiva y ornamental, las Zamarronas son generalmente de gran tamaño, con un plumaje denso y a menudo

llamativo, lo que las hace populares no solo por su apariencia sino también por su capacidad para adaptarse a diversos climas (Alvear G. , 2021). Son conocidas por ser robustas y tener una buena capacidad de puesta de huevos, aunque no tan prolíficas como algunas razas especializadas; la presencia de plumas en el tarso-metatarso no afecta significativamente su movilidad o capacidad de forrajeo, y estas gallinas se manejan bien en entornos de traspatio, combinando una apariencia ornamental con una funcionalidad práctica (Cordero, 2020).

Figura 2.

Gallina Zamarrona (Gallus domesticus giganteus)

Nota: Daptado de *Caracterización de los sistemas de produción de aves de traspatio en la parroquia Chanduy Provincia de Santa Elena, por* Jacobo Cordero, 2020, Universidad Estatal Península de Santa Elena. https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/5663/1/UPSE-TIA-2021-0001.pdf

2.3.3 Copetona (*Gallus domesticus* L. subespecie *cristatus*)

Es otra subespecie distintiva que presenta algunas plumas largas y erectas en la cabeza, formando un notable copete, lo cual les confieren una apariencia única y atractiva, son apreciadas tanto por su valor ornamental como por su adaptabilidad y resistencia, son de tamaño mediano, suelen tener un plumaje colorido y variado, que junto con su copete distintivo, las hace populares en la avicultura ornamental, los huevos son de color marrón (Delgado, 2016)**.**

Figura 3.

Copetona (Gallus domesticus cristatus)

Nota: Daptado de *Caracterización de los sistemas de produción de aves de traspatio en la parroquia Chanduy Provincia de Santa Elena, por* Jacobo Cordero, 2020, Universidad Estatal Península de Santa Elena. https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/5663/1/UPSE-TIA-2021-0001.pdf

2.3.4 Cuello desnudo (*Gallus domesticus* L. subespecie *nanus*)

En la investigación de Jáuregui et al., (2015) comentan que *Gallus domesticus nanus* se destaca por su peculiaridad en el plumaje y su esqueleto apendicular modificado, sino también por su tamaño corporal compacto en comparación con las gallinas estándar, estas aves tienden a ser significativamente más pequeñas, lo que las convierte en una variante de tamaño reducido dentro de la especie *Gallus domesticus*, en cuanto al color del plumaje exhibe una amplia variedad de tonalidades, que van desde blancos y negros hasta marrones y rojizos, esta diversidad cromática puede deberse a la influencia de diferentes genes de pigmentación presentes en la población de estas aves (Cala y Contreras, 2023). En lo que respecta a la producción de huevos, otra característica distintiva es la variedad de colores que pueden presentar sus cáscaras, si bien los huevos de esta variante suelen ser de tonos blancos, también se observan tonalidades azules en diversas intensidades, este fenómeno se debe a la herencia de genes que afectan la deposición de pigmentos en la cáscara del huevo, dando lugar a una paleta de colores única y llamativa (Valencia, 2011).

Figura 4.

Gallina Cuello desnudo (Gallus domesticus nanus)

Nota: Daptado de *Caracterización de los sistemas de produción de aves de traspatio en la parroquia Chanduy Provincia de Santa Elena, por* Jacobo Cordero, 2020, Universidad Estatal Península de Santa Elena. https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/5663/1/UPSE-TIA-2021-0001.pdf

2.3.5 Santanderiana o ecuatoriana

Es una variedad de gallina reconocida por su forma de abanico, una cresta relativamente pequeña y un plumaje de tonalidades café; esta raza es conocida por su belleza ornamental y sus características únicas; una de las características más distintivas es el color de sus huevos, que tienden a ser de tonalidades azuladas o verdes, este fenómeno se debe a la deposición de pigmentos biliares en la cáscara del huevo durante su formación (Manual práctico para la producción y manejo de aves de traspatio, 2021).

Figura 5.

Santanderiana o ecuatoriana

Nota: Adaptado por *Manual práctico para la producción y manejo de aves de traspatio*, 2021.https://www.pazydesarrollo.org/wpcontent/uploads/2020/09/Manual_manejo_aves_traspatio_PyD_GT.pdf

2.3.6 Nicaragua (*Gallus domesticus* L. subespecie *morio*)

Se distingue por su pigmentación melánica pronunciada en el tejido conjuntivo, la melanina, un pigmento oscuro, se encuentra en diversas cantidades en la dermis de la piel, las vainas de los músculos, los tendones, los mesenterios, las paredes de los vasos sanguíneos y los nervios de estas aves, este tipo de pigmentación puede tener múltiples efectos en las características físicas y comportamentales de las aves, por ejemplo, la presencia de melanina en la piel puede influir en su resistencia a la radiación

ultravioleta y protegerlas contra los efectos nocivos del sol (Martínez y Sotelo, 2021). La distribución de la melanina en los músculos y tejidos conectivos puede afectar la apariencia externa del ave, proporcionando patrones de coloración únicos y variados (Martínez y Sotelo, Caracterización del sistema de crianza de la gallina criolla (Gallus gallus domesticus) en la comunidad de TikTik kanun -Bluefields 2021, 2021).

Figura 6.

Nicaragua (Gallus domesticus morio)

Nota: Adaptado por *La gallina criolla Colombiana,* Nestor Valencia, 2011. https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/7108/9789588095561.pdf?sequence=1

2.3.7 Chusca (*Gallus domesticus* L. subespecie *crispus*)

Presenta plumaje rojo, las cuales están curvadas hacia adelante, también conocidas como plumas de vuelo o plumas de la cresta, son aquellas ubicadas en la parte superior de la cabeza y el cuello del ave (Martínez y Sotelo, Caracterización del sistema de crianza de la gallina criolla (Gallus gallus domesticus) en la comunidad de TikTik kanun -Bluefields 2021, 2021).

Figura 7.

Chusca (gallus domesticus crispus)

Nota: Adaptado por *La gallina criolla Colombiana,* Nestor Valencia, 2011. https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/7108/9789588095561.pdf?sequence=1

2.3.8 Tapuncha (*Gallus domesticus* L. subespecie *ecaudatus*)

Una de las características más destacadas de esta variedad es la ausencia de cola, lo que le otorga un aspecto distintivo y diferente de otras razas de gallinas, esta ausencia de cola puede ser total o parcial, pero en ambos casos, contribuye a su singularidad entre las aves de corral; otras características son como un plumaje denso y abundante que puede variar en coloración, desde tonos sólidos hasta patrones de plumaje más complejos; su cabeza suele ser pequeña en proporción al cuerpo y puede tener una cresta de tamaño moderado; las patas son fuertes y robustas, adaptadas para el movimiento en el suelo y la búsqueda de alimento (Valencia, 2011).

Figura 8.

Tapuncha (Gallus domesticus ecaudatus)

Nota: Adaptado por *Manual práctico para la producción y manejo de aves de traspatio*, 2021.https://www.pazydesarrollo.org/wpcontent/uploads/2020/09/Manual_manejo_aves_traspatio_PyD_GT.pdf

2.3.9 De pelo (*Gallus domesticus* L. subespecie *lanatus*)

Su plumaje es sedoso, es una variante especial de gallina que se distingue por su singularidad en el reino aviar: en lugar de plumaje, esta gallina está cubierta de pelo, esta característica es extremadamente inusual en las aves, ya que tradicionalmente están equipadas con plumas para protección térmica, aerodinámica y camuflaje; en las patas tiene cinco dedos que son poco cubiertos de plumas (Cala N. , 2023).

Figura 9.

De pelo (*Gallus domesticus lanatus*)

Nota: Adaptado por *Manual práctico para la producción y manejo de aves de traspatio*, 2021.https://www.pazydesarrollo.org/wpcontent/uploads/2020/09/Manual_manejo_aves_traspatio_PyD_GT.pdf

2.3.10 Enana (Gallus domesticus L. subespecie dorkingensis)

Tienen plumaje completo que puede variar en color y patrón, y su cresta puede ser de tamaño proporcional al de su cuerpo, tienen cinco dedos en las patas; el plumaje tiene tonalidades diferentes y el color de los huevos es de marrón (Delgado, 2016; Valencia, 2011).

Figura 10.

Enana (*Gallus domesticus dorkingensis*)

Nota: Adaptado por *La gallina criolla Colombiana,* Nestor Valencia, 2011. https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/7108/9789588095561.pdf?sequence=1

2.4 Sistema digestivo de las aves

El sistema digestivo de las aves está adaptado para almacenar los alimentos, es donde comprende una dieta muy variada que puede incluir granos, insectos, etc (Gutiérrez,

2012). La capacidad de almacenamiento es crucial, especialmente cuando las aves deben consumir rápidamente grandes cantidades de alimento y luego digerirlo gradualmente; el sistema digestivo comprende de pico, cavidad oral y faringe, esófago, buche, proventrículo, molleja, intestino delgado, intestino grueso (ciego/s, recto), cloaca (Godoy, 2014).

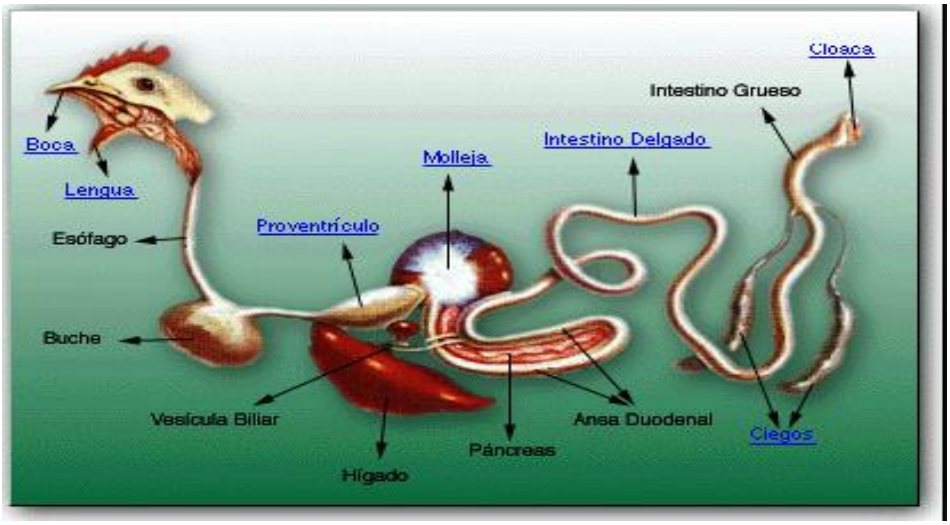


Figura 11.

Sistema digestivo

Nota: Adaptado por *El sistema digestivo en diferentes especies de aves,* María Godoy, 2014. https://bionotas.wordpress.com/wp-content/uploads/2014/09/sist-dig-diferentes-especies-aves.pdf

2.4.1 Pico y cavidad bucal

El pico y la cavidad bucal de las galinas están adaptados específicamente para su dieta variada, para la captura y procesamiento eficiente de alimentos: el pico de una gallina es duro y queratinizada que les permite recoger, triturar y manipular alimentos (granos, lobrices), no tienen dientes, por lo que la forma y la estructura del pico son cruciales para su alimentación; el pico (superior e inferior) se articula para permitir un rango de movimiento que facilita la recolección de alimentos (Godoy, 2014).

Ramos (2019) destaca que dentro de la cavidad bucal, la lengua manipula el alimento, aunque la lengua de la gallina es relativamente simple en comparación con la de los mamíferos, está adaptada para ayudar a mover el alimento hacia la parte posterior de

la boca, donde puede ser tragado; la saliva secretada en la cavidad bucal tiene enzimas digestivas que comienzan la descomposición del alimento, especialmente los carbohidratos; demás, las papilas gustativas permiten a las gallinas discriminar entre diferentes tipos de alimentos, ayudándolas a seleccionar una dieta equilibrada (pp.5).

2.4.2 Esófago y bunche

El esófago de las aves es un tubo muscular que conecta la cavidad bucal con el buche y, posteriormente, con el proventrículo, es flexible y puede expandirse para permitir el paso de alimentos de diferentes tamaños y consistencias (Bardaji, 2012). El esófago también está revestido por una mucosa que facilita el movimiento del alimento hacia el buche mediante contracciones musculares rítmicas conocidas como peristalsis, este proceso asegura que el alimento se transporte de manera eficiente desde la boca hasta el buche, sin importar la postura del ave (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación , 2008).

El buche, una estructura de almacenamiento temporal ubicada en la base del esófago, juega un papel crucial en la dieta de las gallinas, funciona como una bolsa donde el alimento puede ser almacenado y ablandado antes de continuar su paso por el sistema digestivo, esta capacidad de almacenamiento permite a las gallinas comer rápidamente y luego digerir los alimentos más lentamente, lo cual es particularmente útil en la naturaleza donde la disponibilidad de alimentos puede ser esporádica; en el buche, el alimento se mezcla con saliva y comienza a fermentarse ligeramente, lo que facilita la digestión en etapas posteriores, esta adaptación es esencial para maximizar la eficiencia digestiva y garantizar que las gallinas puedan obtener los nutrientes necesarios de su dieta variada (Svihus, 2014).

2.4.3 Estómago

El estómago de las aves está compuesto por dos partes principales: el proventrículo y la molleja (ventrículo) (Yépez, 2022). El proventrículo, también conocido como el estómago glandular, es donde comienza la digestión química, aquí se secretan enzimas digestivas y ácido clorhídrico que inician la descomposición de los alimentos, esta parte del estómago tiene glándulas que producen pepsina y otros jugos gástricos

esenciales para descomponer proteínas y otros componentes alimenticios (Ramos, 2019).

La molleja, o estómago muscular, es la segunda parte del sistema estomacal y se encarga de la digestión mecánica, la molleja es una estructura robusta y muy muscular, adaptada para triturar y moler el alimento; las gallinas ingieren pequeñas piedras o gránulos, conocidos como gastrolitos, que se alojan en la molleja y ayudan en el proceso de molienda; esta trituración mecánica es esencial, ya que las aves no tienen dientes para masticar su alimento, la combinación de la acción química en el proventrículo y la acción mecánica en la molleja permite una digestión eficiente, asegurando que los nutrientes se liberen y puedan ser absorbidos en las etapas posteriores del sistema digestivo (Universidad del Sureste, 2022)

2.4.4 Intestino delgado e intestido grueso

El intestino delgado es una parte crucial de su sistema digestivo, donde tiene lugar la mayor parte de la digestión y absorción de nutrientes, está dividido en tres secciones: el duodeno, el yeyuno y el íleon (Yépez, 2022).

- En el duodeno, los alimentos parcialmente digeridos se mezclan con bilis, producida por el hígado y almacenada en la vesícula biliar, y con jugos digestivos del páncreas. Estas secreciones contienen enzimas que descomponen proteínas, grasas y carbohidratos, facilitando su absorción (Alvear L. , 2016).

- El yeyuno y el íleon están adaptados para maximizar la absorción de nutrientes, con una mucosa repleta de vellosidades y microvellosidades que aumentan significativamente la superficie de absorción. Los nutrientes absorbidos pasan a la sangre y se distribuyen por todo el cuerpo (Ramos, 2019).

El intestino grueso de las gallinas, aunque más corto que el intestino delgado, también desempeña funciones importantes, incluye el ciego y el colon (Ramos, 2019). Las gallinas tienen dos ciegos, que son sacos en forma de bolsa situados en la unión del intestino delgado y el intestino grueso; el ciego es el sitio principal para la fermentación de materiales vegetales no digeridos, gracias a la acción de bacterias

simbióticas, y permiten la absorción de ácidos grasos volátiles resultantes de esta fermentación; el colon es responsable de la reabsorción de agua y la formación de las heces, y finalmente, las heces y los desechos urinarios se acumulan en la cloaca antes de ser expulsados del cuerpo; este sistema eficiente asegura que las gallinas puedan extraer la máxima cantidad de nutrientes de su alimento y mantener un equilibrio hídrico adecuado (Barroeta et al., 2020).

2.4.5 Órganos accesorios

El sistema digestivo cuenta con varios órganos accesorios que desempeñan funciones esenciales en la digestión y absorción de nutrientes (Angarita y Castrillón, 2020). Estos órganos incluyen el hígado, la vesícula biliar y el páncreas; el hígado es un órgano grande y multifuncional que produce bilis, una sustancia crucial para la digestión de grasas, la bilis emulsiona las grasas, facilitando su descomposición por las enzimas digestivas en el intestino delgado; además de producir bilis, el hígado también participa en el metabolismo de nutrientes, la desintoxicación de sustancias y el almacenamiento de vitaminas y minerales (Ávila et al., 2018).

La vesícula biliar, un pequeño órgano en forma de saco ubicado debajo del hígado, almacena y concentra la bilis producida por el hígado; durante la digestión, especialmente cuando las grasas ingresan al intestino delgado, la vesícula biliar libera bilis en el duodeno a través del conducto biliar; el páncreas es otro órgano accesorio esencial, ubicado cerca del duodeno, tiene funciones exocrinas y endocrinas; en su función exocrina, secreta enzimas digestivas, como amilasas, lipasas y proteasas, que se liberan en el duodeno para descomponer carbohidratos, grasas y proteínas, respectivamente; en su función endocrina, el páncreas produce hormonas como la insulina y el glucagón, que regulan los niveles de glucosa en la sangre (Bernal, 2023).

Estos órganos accesorios trabajan en conjunto con el tracto digestivo principal para asegurar que las gallinas puedan digerir y absorber eficientemente los nutrientes necesarios para su crecimiento, mantenimiento y producción de huevos (Godoy, 2014)

2.5 Parasitismo y su ciclo de vida

Se entiende como parasitismo a la realación de dos organismos (húesped y hospedador) en donde el hospedador en este caso el parasito afecta directamente al hospedero, todos los animales tienen parasitos que ayuda metabólicamente al cuerpo, sin embargo, los parasitos patógenos pueden provocar daños leves o severos que pueden hasta cuasar la mortalidad del animal (Mattiello, s.f).

Las aves de traspatio, al estar expuestas a un entorno menos controlado, son más vulnerables a infecciones parasitarias, estos parásitos pueden ser internos, como los helmintos (gusanos) y protozoosa; la presencia de parásitos pueden afectar la salud general del ave, reduciendo su capacidad de producir carne y huevos de calidad y puede llevar a una mayor mortalidad (Alvear L. , 2016).

2.5.1 Nemátodos

Filo Nematoda

Orden Enoplida

Familia Capillariidae
Género *Capillaria* Zeder, 1800

Las capilariosis son parasitosis producidas por varias especies de nematodos del género *Capillaria spp*, estas especies pueden encontrarse en diferentes partes del sistema digestivo de las aves; en el intestino, se hallan *C. caudinflata, C. obsignata, y C. anatis*, en el buche y el esófago, se encuentran *C. annulata y C. contorta*. Morfológicamente, estos nematodos tienen un aspecto filiforme, siendo más delgados y cortos que los del género *Trichuris*. (Medrano, 2022).

El ciclo de vida de estos parásitos comienza cuando las larvas permanecen en el interior de los huevos y contagian a las aves dos a tres semanas después de que los huevos son liberados en las heces, las larvas se desarrollan en un período que varían de 7 a 50 días, dependiendo de las condiciones climáticas, y luego se dirigen a la mucosa y submucosa donde se desarrollan (Valverde, 2021). La infección se contrae a través del suelo y de las lombrices que ingieren los huevos embrionados que es el

infectivo, cuando los huevos son no embrionados, salen expulsados por las heces (Díaz y Menjivar, 2008; Alvear L. , 2016).

C. annulata y C. contorta suelen afectar a la mucosa del esófago y del buche, provocan inflamación lo cual le dificulta tragar el alimento, las especies alojadas en el intestino se incrustan en las vellosidades o en el tejido glandular y causar enteritis o desarrollo de fibrosis, algunos de los síntomas que presenta son diarrea, plumaje deslucido, pérdida de peso y anemia (Paredes, 2015).

Filo Nematoda

Orden Ascaridida

Familia Heterakidae
Género *Heterakis gallinarum* Schrank, 1788

Del género *Heterakis*, un nematodo intestinal que afecta al ciego de las aves, *H. gallinarum* es el más común (Vizcarra, 2021). Este parásito provoca "engrosamiento y formación de hemorragias" en el ciego, junto con otros síntomas como diarrea y pérdida de peso, aunque en las gallinas no suele presentar síntomas graves, su presencia puede disminuir la eficiencia de conversión alimenticia y el bienestar general de las aves, el ciclo evolutivo de *H. gallinarum*, empieza al salir los huevos con heces, “eclosionan en el suelo y se desarrolla la larva”, así que las gallinas pueden ingerir al nematodo por parte de las lombrices que han comido a las larvas (Alvear L. , 2016). Los huevos son resistentes a largo plazo, por lo cual las larvas eclosionan principalmente en el “buche, molleja y duodeno, la mayoría en el intestino delgado”; después de esto tarda de 6 a 7 horas en llegar al ciego e interferir en la mucosa superficial y en las criptas (Papini y Cacciuttolo, 2008).

El nematodo en caso de las gallinas no se considera una amenaza grave, sin embargo, si para los pavos, ya que se deriva del portador Histomas meleagrisdis, el cual causa cabeza negra; se puede diagnosticar por medio de las heces de las aves; como medidas preventivas, se recomienda la limpieza regular de los patios y corrales, y el uso de una

tela metálica para reducir el contacto de las aves con el suelo contaminado y las lombrices infectadas (Pascual, 2009).

Implementar prácticas de manejo higiénico, como la rotación de pastizales y la eliminación adecuada de heces, puede ayudar a controlar la propagación de *H. gallinarum.* Además, el tratamiento antiparasitario regular y el monitoreo de la salud de las aves son fundamentales para prevenir brotes de parasitosis y mantener la salud y productividad de las aves de traspatio (Gonzalez y Valle, 2022).

Filo Nematoda

Orden Ascaridida

Familia Heterakidae

Género *Ascaridia galli* Schrank, 1788

Es el nematodo más común en las aves de corral, el ciclo de vida comienza con los huevos que salen con heces, estos se desarrollan en el suelo, los huevos ya completamente desarrollados son capaces de resistir más de tres meses en diversas condiciones, pero no en zonas oscuras y húmedas (Muñoz, 2004). Como algunas de los demás nematodos, este también se produce por la ingesta de huevos ya sea por medio del agua o por lombrices que ha ingerido los huevos, estos huevos eclosionar vive una serie de etapas dentro del ave, en los primeros ocho días se encuentra en el lumen intestinal, posterior al octavo y entre el decimoséptimo día se encuentran en la mucosa; regresan al humen donde alcanzan su madurez de entre seis y ocho semanas; la muda al tercer estado larvario se produce en ocho días después de la infestación, y al cuarto estado, a los 14 o 15 días, pueden permanecer demasiado tiempo en los tejidos (Permin et al., 2006).

Según Cervantes (2016) los animales pueden presentar anemia, diarrea, plumas erizadas, crecimiento se detiene; puede presentar lesiones como enteritis, obstrucción intestinal, hemorragias y a muerte, los síntomas se pueden presentar en la primera semana de infestación (pp. 7).

Filo Nematoda
Orden Ascaridida
Familia Syngamidae
Género *Syngamus trachea* Asmund, 1819

El *Syngamus trachea*, también conocido como gusano de la tráquea, es un nematodo que afecta a las aves, en particular a las gallinas, causando irritación, inflamación y obstrucción en la tráquea y bronquios, esto conduce a síntomas como tos, dificultad para respirar, debilidad y en casos graves, puede resultar en la muerte del ave debido a la asfixia (Sac, 2010). El ciclo de vida del *S. trachea* implica etapas de huevo, larva y adulto, y su diagnóstico se realiza mediante la observación de síntomas clínicos y la identificación de los parásitos; al ingerir la larva o el huevo, este atraviesa la pared intestinal donde se dirige al hígado, corazón y pulmones, puede provocar equimosis, edema y neumonía (Pascual, 2009).

2.5.2 Cestodes

Filo Cestodes
Orden Cyclophillidea
Familia Davaineidae
Género *Davainea proglottina* Davaine, 1860.

Según Pascual (2009), estos parásitos se eliminan a través de las heces, donde los huevos son liberados e ingeridos por moluscos gasterópodos, los cestodos de la familia Davaineidae se localizan principalmente en el duodeno de las aves; en aproximadamente tres semanas, los huevos se desarrollan en cisticercoides dentro de los moluscos. Al ser ingeridos por las aves, los cisticercoides penetran en las vellosidades intestinales, causando hemorragia y necrosis (pp.7).

Filo Cestodes
Orden Cyclophillidea
Familia Davaineidae
Género *Raillietina* Dubini, 1845

Raillietina es un género de cestodos que también afecta a las aves, los huevos se encuentran en las heces y son ingeridos por hospedadores intermediarios como escarabajos y lombrices; entro de estos hospedadores, los huevos se desarrollan en cisticercoides, que luego son ingeridos por las aves; a infección por *Raillietina* puede causar enteritis hiperplásica, disminución de peso y reducción en la producción de huevos (Rivera, 2017).

Filo Cestodes
Orden Cyclophillidea
Familia Dilepididae
Género Amoebotaenia sphenoides (Raillet, 1892).

Organismo que mide entre 2 y 4 mm de largo, tiene forma cónica, se encuentran en el intestino delgado (Pardo, 2007). El ciclo evolutivo de este parásito comienza cuando las aves consumen insectos hospedadores intermedios, como escarabajos y hormigas del género *Tetramorium* y *Pheidole*, que contienen las larvas infectantes del parásito, conocidas como cisticercoides, una vez dentro del sistema digestivo de la gallina, los cisticercoides se liberan en el intestino delgado después de 21 días y se desarrollan en adultos, donde se adhieren a la mucosa intestinal mediante ventosas y ganchos, aquí, los cestodos maduros comienzan a producir huevos, que son liberados al medio ambiente a través de las heces del ave; los huevos de *A. sphenoides* depositados en el suelo son consumidos por insectos, continuando así el ciclo de vida (German et al., [s.f]).

La infestación por *A. sphenoides* puede causar daños en el intestino de las aves, llevando a síntomas como diarrea, pérdida de peso y, en casos severos, disminución en la producción de huevos (Jiménez, 2010).

Filo Cestodes
Orden Cyclophillidea
Familia Anaplacephalidae
Género Hymenolepis cantaniana (Polonie, 1860)

Se encuentran en el intestino delgado, mide aproximadamente de 4 a 20 mm de largo, el ciclo de vida de este parásito comienza cuando los huevos son liberados en las heces del ave infectada, contienen larvas que al ser ingeridos por un huésped intermediario, generalmente un artrópodo como un escarabajos de los géneros *Ataenius*, eclosionan y se desarrollan en cisticercoides, una forma larval, esperando ser ingeridos por un ave; cuando una gallina ingiere un artrópodo infectado, los cisticercoides se liberan en el intestino delgado del ave y maduran, se adhieren a la pared intestinal con sus ventosas y se alimentan de los nutrientes del huésped, la infección puede causar pérdida de peso, disminución en la producción de huevos y otros problemas digestivos en las aves afectadas (Valverde, 2021).

2.5.3 Coccidios

Los coccidios son generados por los protozoos *Phylum Apicomplexa* que afecta principalmente en el intestino y algunas veces en el riñón e hígado de las gallinas, puede causar diarrea con sangre, anemia, mala digestión, enteritis; se produce por la ingesta de ooquistes esporulados por parte de las gallinas (Alvear L. , 2016).

Eimerias tenella: Este parásito invade específicamente el ciego, una parte del intestino, donde se reproduce y causa lesiones graves en el tejido intestinal, la infección por *E. tenella* puede provocar diarrea con sangre, pérdida de peso, y en casos extremos, la muerte de las aves de las gallinas; el ciclo de vida es complejo ya que incluye fases dentro y fuera del huésped; los ooquistes, que son las formas infectantes, se liberan en las heces de las gallinas y pueden contaminar el ambiente, facilitando la propagación de la enfermedad (Matute y Rivas, 2012).

Eimerias necatrix: Se encuentra principalmente el intestino delgado, donde provoca lesiones graves que pueden provocar hemorragias internas, inflamación, y necrosis del tejido intestinal, las gallinas infectadas pueden mostrar síntomas como diarrea con sangre o tejido necrosado y pérdida de peso (Corbalán, 2023). El ciclo de vida de *E. necatrix* es similar al de otras especies de *Eimeria e* incluye etapas tanto en el ambiente como dentro del huésped, después de que los ooquistes infectantes son ingeridos por la gallina, los esporozoitos se liberan en el intestino, donde se multiplican rápidamente, esta multiplicación resulta en la ruptura de las células infectadas y la liberación de

nuevas formas del parásito que continúan el ciclo, causando daños extensivos; los ooquistes son excretados en las heces y pueden sobrevivir en el ambiente, facilitando la reinfección y la propagación de la enfermedad (Rivera, 2017).

Eimerias necatrix: Esta especie puede provocar daños en el epitelio intestinal, lo que lleva a la formación de lesiones inflamatorias y ulceraciones, las gallinas infectadas pueden mostrar síntomas como diarrea, a veces con sangre o mucosidades, pérdida de peso y disminución en la producción de huevos (Corbalán, 2023). En el ciclo de vida de después de que la gallina ingiere los ooquistes infectantes, los esporozoitos son liberados en el intestino y penetran las células epiteliales, donde se multiplican, esta replicación intracelular conduce a la destrucción de las células intestinales y a la liberación de nuevas formas del parásito, que perpetúan el ciclo de infección (Corbalán, 2023). Los ooquistes son excretados en las heces, donde pueden sobrevivir durante un tiempo prolongado, contaminando el ambiente y facilitando la transmisión (Calle, 2022).

2.6 Causas

2.6.1 Edad

La edad de las gallinas criollas (*Gallus gallus domesticus*) es un factor determinante en su susceptibilidad a infecciones por nematodos, cestodos y coccidios gastrointestinales debido a varias razones biológicas e inmunológicas, las gallinas jóvenes tienen un sistema inmunológico menos desarrollado, lo que las hace más vulnerables a las infecciones parasitarias; en su etapa inicial de vida, las aves no han desarrollado una respuesta inmune completa y eficiente contra los parásitos; los pollos jóvenes muestran una mayor susceptibilidad a infecciones por helmintos debido a la inmadurez de su sistema inmunológico (Rivera, 2017).

Sin embargo, es importante señalar que las gallinas adultas también pueden verse afectadas por entoparásitos, especialmente si están sometidas a condiciones de estrés o a una nutrición deficiente (Matute y Rivas, 2012).

2.6.2 Alimento

El desarrollo del sistema inmunológico en las gallinas es un proceso crítico que se ve influenciado significativamente por su nutrición desde una edad temprana (Fariñas, 2015). Las gallinas jóvenes a menudo tienen requerimientos nutricionales más altos para su crecimiento y desarrollo. Según Brawner et al., (2000) las deficiencias nutricionales en esta etapa pueden resultar en un sistema inmunológico debilitado, lo que aumenta la susceptibilidad a una variedad de infecciones y parásitos.

A medida que las gallinas maduran, su capacidad para resistir infecciones parasitarias mejora, siempre y cuando reciban una dieta equilibrada que satisfaga todas sus necesidades nutricionales, lo cual subraya Olalla y Klever (2023) en su estudio, que las aves adultas que reciben una dieta rica en nutrientes esenciales muestran una resistencia significativamente mayor a las infecciones parasitarias en comparación con las aves jóvenes.

2.6.3 Manejo sanitario

El manejo adecuado del suelo es crucial para prevenir infecciones por enteroparásitos en gallinas criollas (*Gallus gallus domesticus*) criadas en sistemas de traspatio, algunas de las recomendaciones que dan Olvera-Hernández et al., (2017) son:

- Rotación de pastos y espacios: Según Permin y Hansen (1998), la rotación de pastos puede disminuir significativamente la prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves; la rotación de áreas de pastoreo es una práctica eficaz para reducir la carga de parásitos en el suelo, al mover las gallinas a diferentes áreas de pastoreo, se reduce la acumulación de huevos y larvas de parásitos en un solo lugar, esta práctica es particularmente eficaz en el manejo de parásitos gastrointestinales en aves, ya que interrumpe el ciclo de vida de los parásitos al privarlos de un huésped.

  La rotación de pastos, la implementación de otras prácticas de manejo, como el descanso de los pastizales y el mantenimiento de una densidad adecuada de aves, puede complementar los beneficios de la rotación, estas medidas no solo contribuyen a la reducción de la carga parasitaria en el suelo, sino que también

favorecen la regeneración de la vegetación, lo que mejora la calidad del forraje disponible para las gallinas (Rodríguez y Jacobo, 2012).

- Mantenimiento de la limpieza: El mantenimiento de la limpieza en las instalaciones avícolas es una de las medidas más efectivas para prevenir la propagación de parásitos, según Soulsby (1982), la limpieza constante de los corrales y áreas de pastoreo es una actividad importante en la reducción de la carga parasitaria en el entorno de las aves; al eliminar los excrementos y restos orgánicos frecuentemente reduce la cantidad de huevos y larvas de parásitos presentes en el suelo, lo que reduce el riesgo de infecciones; este enfoque es particularmente importante en sistemas de cría intensiva, donde la densidad de aves puede aumentar la acumulación de desechos y, por ende, la propagación de parásitos, sin embargo se puede utilizar en crianza de traspatio.

  Además de la eliminación de desechos, el uso de desinfectantes adecuados es una práctica complementaria que fortalece la higiene en las instalaciones, limpiar las áreas de descanso y alimentación de las aves con desinfectantes eficaces no solo elimina los restos orgánicos, sino también los microorganismos y parásitos que puedan estar presentes, esta práctica es esencial para romper el ciclo de vida de los parásitos y minimizar su presencia en el entorno (Secretaria de agricultura y ganadería , 2017). Implementar un programa de limpieza riguroso, junto con otras prácticas como la rotación de pastos y una nutrición adecuada, puede mejorar significativamente la salud y bienestar de las gallinas, al reducir la incidencia de infecciones parasitarias (Ávila et al., 2018).
- Uso de camas frescas y secas: Según Molina (2013) mantener el suelo seco y las camas en buenas condiciones es esencial, el compostaje adecuado de la materia fecal de las gallinas puede destruir los huevos y larvas de parásitos antes de que sean reintroducidos al ambiente; al compostar a altas temperaturas, se asegura que los patógenos sean eliminados, reduciendo así el riesgo de reinfección madera ya que la humedad crea un ambiente favorable para el desarrollo de huevos y larvas de nematodos y cestodos, por lo tanto,

añadir regularmente material fresco, como paja asegura que las camas se mantengan secas y limpias.

Además de prevenir la proliferación de parásitos, el mantenimiento de camas secas y frescas también contribuye al bienestar general de las aves, un entorno seco y limpio reduce la incidencia de enfermedades respiratorias y mejora la comodidad de las gallinas, lo que a su vez puede incrementar su productividad; esta práctica, combinada con otras medidas de manejo como la rotación de pastos, la limpieza regular de las instalaciones y una nutrición adecuada, forma parte de un enfoque integral para la cría saludable de aves, minimizando el impacto de los parásitos y mejorando la eficiencia del sistema de producción (Ramón et al., 2013).

- Uso de plantas antiparasitarias: El uso de plantas con propiedades antiparasitarias en las áreas de pastoreo es una estrategia natural y complementaria para el control de parásitos en sistemas avícolas, según Álvarez et al., (2011), plantas como la caléndula, el ajo y el tomillo tienen compuestos que reducen la carga de parásitos en el suelo, estos compuestos actúan de diferentes maneras, ya sea inhibiendo el desarrollo de los huevos y larvas de parásitos o repeliendo a los parásitos adultos, lo que disminuye la probabilidad de infecciones en las aves; incorporar estas plantas en las áreas de pastoreo no solo ayuda a controlar las poblaciones de parásitos, sino que también puede mejorar la biodiversidad del entorno y proporcionar beneficios adicionales, como la atracción de polinizadores.

  Las propiedades antiparasitarias de estas plantas medicinales y hierbas tienen otros efectos beneficiosos para las aves, como mejorar la digestión y fortalecer el sistema inmunológico, la incorporación de estas plantas en un programa de manejo integrado de parásitos puede ser particularmente útil en sistemas de crianza en traspatio, donde los recursos para tratamientos químicos pueden ser limitados o no deseados, el uso de plantas antiparasitarias no solo es una opción ecológica y sostenible, sino que también puede ser una estrategia efectiva para complementar otras prácticas de manejo, como la rotación de pastos y el mantenimiento de la higiene, en la lucha contra los parásitos gastrointestinales en aves (Righia et al., 2019).

- Monitoreo regular: El monitoreo regular de las gallinas es fundamental para la detección temprana de infestaciones parasitarias y la implementación de medidas preventivas eficaces; según Ecofronteras (2015), el realizar exámenes fecales periódicos y observar cuidadosamente a las aves en busca de signos de infestación, como pérdida de peso, plumas erizadas o diarrea, permite a los criadores identificar problemas en sus etapas iniciales, este enfoque ayuda a prevenir que los parásitos se propaguen y causen daños significativos a las gallinas, la detección temprana facilita la aplicación de tratamientos específicos y oportunos, lo que minimiza la necesidad de intervenciones más agresivas o costosas a largo plazo.

  La educación continua de los criadores sobre la salud animal y las prácticas de manejo es crucial para el éxito en la gestión de la salud en sistemas de traspatio, comprender los ciclos de vida de los parásitos, los métodos de prevención y las señales de advertencia permite a los criadores tomar decisiones informadas y mantener a sus aves en óptimas condiciones de salud; la monitoreo continuo, combinada con prácticas antes ya mencionadas, se puede crear un sistema de manejo que protege a las gallinas de infestaciones parasitarias y asegura un entorno de cría saludable y productivo (Righia et al., 2019).

2.7 Consecuencias

La crianza de gallinas criollas en traspatio enfrenta varios factores de riesgo asociados a infecciones por enteroparásitos que pueden tener serias consecuencias en la salud de las aves y la productividad del sistema (Manual práctico para la producción y manejo de aves de traspatio, 2021).

2.7.1 Reducción en la productividad

Según León y Vargas (2022) los parásitos intestinales compiten por los nutrientes y energía del hospedador, afectando negativamente la conversión alimenticia y el rendimiento productivo de las aves, las infecciones por enteroparásitos, como los nematodos y cestodos, pueden provocar una disminución significativa en la productividad de las gallinas criollas; estas infecciones interfieren con la absorción de

nutrientes, lo que se traduce en menor crecimiento y disminución en la producción de huevos.

2.7.2 Compromiso del sistema inmunológico

Según Gallo (2014), los enteroparásitos pueden alterar las funciones inmunológicas normales, incrementando la vulnerabilidad de las aves a diversas patologías, las infecciones parasitarias pueden comprometer el sistema inmunológico de las gallinas, haciendo que sean más susceptibles a otras enfermedades y las infecciones crónicas inducen un estado de inmunosupresión, lo que facilita la aparición de infecciones secundarias bacterianas y virales.

2.7.3 Efectos nutricionales y de crecimiento

Los parásitos gastrointestinales afectan la digestión y absorción de nutrientes, lo que puede llevar a deficiencias nutricionales graves, esto es particularmente crítico en aves jóvenes que requieren una nutrición óptima para su desarrollo; los enteroparásitos pueden causar anemia, diarrea y malabsorción, contribuyendo a un crecimiento deficiente y mayor mortalidad en pollos jóvenes (Asfaw et al., 2019).

2.7.4 Impacto económico

Olvera-Hernández et al. (2017) destaca que, en el ámbito económico, se haya un crecimiento en los ingresos de la comunidad, “menciona que la familia tiene un ahorro por no comprar lo que produce, pero no se sabe cuánto, y sí ese ahorro corresponde realmente a lo que produce” (pp. 43).

Sin embargo, las pérdidas económicas derivadas de las infecciones por enteroparásitos pueden ser significativas, estas incluyen costos directos como tratamientos antiparasitarios y disminución en la producción, así como costos indirectos relacionados con el manejo de las infecciones y la implementación de medidas preventivas (Hortúa-López et al., 2021).

2.7.5 Bienestar Animal

Gozabay (2021) enfatiza la importancia de un buen manejo de salud animal para asegurar el bienestar de las aves y mejorar su calidad de vida, el bienestar de las gallinas criollas se ve gravemente afectado por las infecciones parasitarias causando malestar, dolor abdominal y debilidad, afectando la calidad de vida de las aves; además, las infecciones parasitarias pueden llevar a comportamientos anormales como el picoteo y la canibalización.

En la investigación realizada por Mancheno (2023) en la provincia de Bolívar se obtuvo muestras de 60 gallinas en tres sectores diferentes; "Barrio el Corazón, barrio San José y barrio Santa Marianita"; donde se registró 32%, 40% y 28% respectivamente de *A. galli; c*on respecto a *Capillaria* en el barrio El Corazón obtuvo un 100%, al contrario de los dos barrios que no se registraron; el autor recomienda la" necesidad urgente de concientizar a los avicultores en estas áreas sobre la importancia de desparasitar sus aves de corral para asegurar un rendimiento productivo óptimo" (pp. 35-36-40).

En otro estudio realizado en el cantón de Joya de los Sachas-Orellana, de 300 aves registró un 58.9% de *Capillaria spp,* 23,88% de *Strongyloides spp,* 14,17% de *H. gallinarum,* 2,98% de *A. galli;* en el caso de cestodos obtuvo 20% de *Raillietina spp*, 33,33% de *Hymenolepis spp* y 46,66% de *Davainea proglotina*; el autor concluye que hay una relación directa en los parásitos y las "condiciones de manejo (medio ambiente, infraestructura, alimentación y control sanitario)" (Andy, 2014, p. 58).

2.7.6 Riesgo de Zoonosis

Algunos enteroparásitos que infectan a las gallinas criollas pueden representar un riesgo para la salud humana; los huevos de parásitos presentes en el suelo o en los productos avícolas pueden infectar a las personas, especialmente en comunidades con prácticas de higiene deficientes (Permin y Hansen, 1998).

2.8 Técnicas

Las técnicas coproparasitoscópicas en aves son procedimientos esenciales para identificar infecciones parasitarias mediante el análisis de muestras fecales, estas técnicas no solo permiten la detección de parásitos, sino que también proporcionan información sobre la prevalencia y la intensidad de las infecciones, lo cual es crucial para el manejo de la salud aviar y la implementación de medidas de control adecuadas (Olalla y Klever, 2023). Existen varios métodos como por ejemplo el de flotación, que se utiliza para separar los parásitos de las heces de las aves, consiste en mezclar una pequeña cantidad de heces con una solución de alta densidad (Alvear L. , 2016).

Camposano (2018) resalta el método utilizando la solución salina saturada el cual consiste en integrar cloruro de sodio y agua con la muestra de heces del ave; no puede utilizarse solución salina fisiológica ya que no tiene la densidad requerida; después de la mezcla se lo coloca en un cubreobjetos, se observa en el microscopio con el objetivo de 10x; una de las desventajas que proporciona el autor es que si se da parásitos con mayor peso que la solución este no flotará, por lo cual se debe tener cuidados al momento de examinar (pp. 77-78).

En la investigación de Obregón y Faride (2016) relizaron un proceso similar, prepararon una solucion de cloruro de sodio (NaCl), de la cual fueron tomados 57 ml para cada muestra e introducidos en un recipiente de vidrio, luego fueron extraidos tres gramos de muestra para homogenizarla y que se adhiera a la pared del frasco y proceder a extraer la cantidad necesaria para la cámara de McMaster; seguido de esto dejar en reposo hasta que los huevos floten y poder observar en el microscopio (pp. 352). Este tipo de técnicas ayuda a determinar el numero de huevos extraídos en las heces, esto depende de la solución realizada (Oviedo, 2022).

Otra técnica utilizada en la investigación de Barrientos y Pedro-Díaz, (2018) es la de sedimentación-centrifugación en donde se mezcla las heces con seis mililitros de solución salina, se homogeniza y se vierte en un tubo de centrífuga mientras se lo filtra, además comenta que:

> Se centrifugó 1 minuto a 2000 rpm y se desechó el sobrenadante, repitiendo la operación hasta que el sobrenadante se veía claro. Al sedimento se añadieron otros 6 ml de formol 10%, se mezcló bien y se dejó en reposo entre 5 y 10 minutos. Se le añadieron 3 ml de éter y se agitó muy enérgicamente. Tras este paso se centrifugó ando lugar a 4 fases: éter, residuos, formol y sedimento. Es en este sedimento donde los huevos y quistes quedan concentrados. Se separó con cuidado la capa de residuos de la pared del tubo con la asistencia de un palillo, y se desechó por decantación reservando el sedimento para su observación al microscopio (pp.7).

Ensuncho et al., (2015) se utilizó técnicas directas con ZnSO4 e indirectas para la identificación de huevos en las muestras, en las cuales se obtuvo un resultado positivo para protozoos y helmintos nematodos.

CAPÍTULO III

MARCO METODOLÓGICO

3.1 Localización y duración del experimento

3.1.1 Localización

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en la Parroquia San José, Provincia de Pastaza.

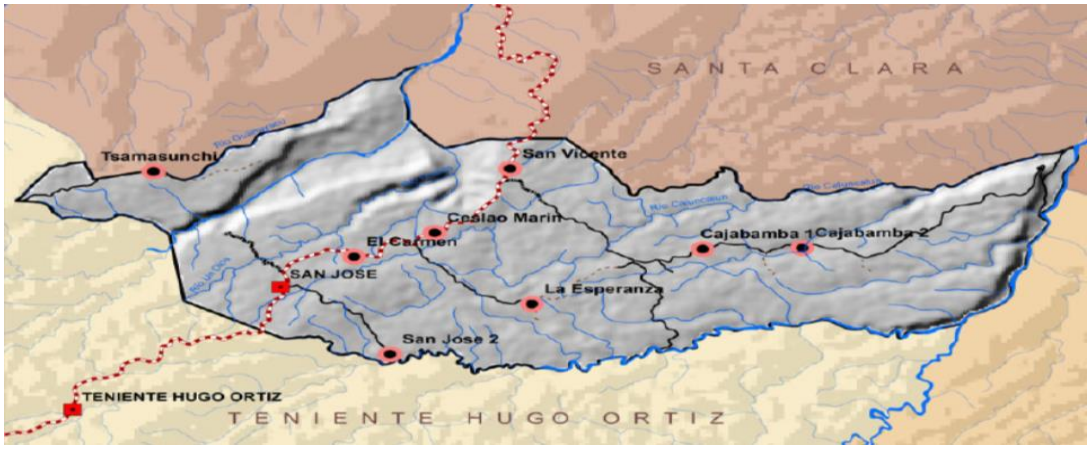


Figura 12.

Localización del trabajo experimental

Nota: Adaptado de *GAD San José, 2024*

3.1.2 Condiciones meteorológicas

TABLA 1:

Condiciones meteorológicas de la Parroquia San José

Parámetro	Valores
Altura	670 msnm
Precipitación	3500 – 4000 mm
Humedad relativa	80%
Temperatura	20 - 27 °C

Nota: Adaptado de *GAD, San José, 2019, p. 19-21.*

3.1.3 Duración

La presente investigación tuvo una duración de 120 días que fueron distribuidos de la siguiente manera con el fin de realizar las siguientes actividades, la primera etapa inicio con la identificación de la comunidades en las cuales se tomara las muestras, la segunda etapa contempló la recolección de las muestras de cada granja y encueta para determinar los factores de riesgo, en la tercera etapa se procedió al análisis de las muestras en el laboratorio, la cuarta y última etapa contemplo la tabulación de datos resultado del análisis de las muestras evaluadas.

3.2 Materiales, equipos y métodos

3.2.1 Material de campo

- Botas de caucho
- Overol
- Registros de inspección
- Guantes
- Libreta
- Esferográficos
- Registros
- Papel toalla
- Agua
- Cooler
- Gel refrigerante

3.2.2 Material de oficina

- Papel
- Bolígrafos
- Cámara fotográfica
- Computador
- Flash

3.2.3 Material Biológico

- 80 Muestras de heces de aves

3.2.4 Material de laboratorio

- Guantes quirúrgicos
- Mandil
- Mascarilla
- Marcador Permanente
- Vasos de precipitación
- Colador
- Microscopio
- Vasos desechables
- Pipetas
- Báscula
- Tijeras
- Porta objetos
- Cubre objetos
- Centrifugadora
- Tubos de ensayo
- Cámara de Mac Master
- Azúcar
- Agua destilada

3.3 Tipo de investigación

La presente investigación fue de tipo descriptiva, de análisis cuantitativo en la cual se realizó la recolección de muestras de heces fecales de 80 aves bajo un sistema de crianza tras patio.

3.4 Unidades experimentales

Para la presente investigación se contó una población de 80 muestras que fueron recolectadas al azar en las comunidades de rurales de la Parroquia de San José incluyendo machos y hembras de distintas edades. El muestreo se realizó con el permiso de los dueños.

3.5 Tratamiento y diseño experimental

La presente investigación no contó con tratamiento experimental ya que se trata de una investigación de carácter descriptivo.

3.6 Mediciones experimentales

Para la presente investigación se consideraron las siguientes variables:

- Prevalencia de parásitos (%)
- Identificación taxonómica de la prevalencia de parásitos (%)

3.7 Técnicas estadísticas y pruebas de significancia

Una vez recopilados los datos con los instrumentos señalados, estos se ordenaron para su procesamiento y análisis, con una estadística descriptiva considerando la frecuencia, histogramas, mediante el software SPSS**.**

3.8 Procedimiento experimental

3.8.1 De campo

En el trabajo de campo se realizó un recorrido por las comunidades de la Parroquia San José físico, la toma de muestras se levo acabo durante las primeras horas del mañana previo a la salida de las aves al campo. Una vez obtenida la muestra se almacena en el cooler a temperatura de 2°C a 8°C, con la finalidad de mantener viable la muestra y no alterar sus características.

3.8.2 Laboratorio

Para el análisis de laboratorio las muestras fueron sometidas a las pruebas de flotación y lavado y técnica Mc Master

3.8.2.1 *Técnica de flotación*

Para la técnica de flotación se utilizó 4 gramos de la muestra que fueron pesado en vasos plásticos, se adicionó 4 ml de agua destilada y 28 ml de solución saturada de azúcar.

Posteriormente se procedió a mezclar las heces con una paleta hasta se realice una pasta homogénea para luego colocar en un colador y pasarla a otro vaso, este proceso se lo realizó en 10 ocasiones.

Luego de la filtración se procedió a llenar el tubo de ensayo con el líquido hasta el borde teniendo en cuanta que se debe tratar de eliminar las burbujas existentes, con la finalidad de apreciar en el microscopio (Bejarano, M. 2020, p 227).

3.8.2.2 *Técnica Mc Master*

En la técnica de Mc Master se utilizamos 2 gramos de muestra el cual fue colocada en un vaso plástico, posteriormente se añadió 56 ml de solución saturada de azúcar, posteriormente disolvemos las heces con una paleta para poder obtener una muestra homogénea, una vez obtenida la muestra se procedió a tamizar en otro vaso plástico, se colocó en un tubo de ensayo añadiendo agua hasta el borde teniendo en cuenta de evitar la presencia de burbujas, con la ayuda de una pipeta se colocó una parte de la solución en la cámara Mc Master considerando que se debe evitar la presencia de burbujas luego de 15 minutos se procedió al conteo de huevos en cada cámara.

3.9 Metodología de evaluación

3.9.1 Porcentaje de prevalencia de parasitaria (%)

Para analizar los datos recolectados como prueba prevalencia se utilizó la siguiente formula.

$$Prevalencia = \frac{\text{Casos positivos}}{\text{Total de población}}\ x\ 100$$

3.9.2 Factores de Riesgo

El factor de riesgo en la presente investigación se lo determino mediante la prueba de ODDS RATIO, que nos ayudó a verificar si existe algún factor de riesgo en la presente investigación.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Prevalencia parasitaria en aves

4.1.1 Prevalencia de entero parásitos (%)

La tabla 2 detalla los resultados obtenidos con respecto a la prevalencia de parásitos en aves bajo una crianza tras patio de la Parroquia San José, el total de las muestras recolectados fueron 80, de las cuales 73 muestras recolectados dieron positivas a la presencia de parásitos representando el 91.25%, mientras tan solo 7 muestras resultaron negativas lo cual representa el 8.75%.

TABLA 2:

Prevalencia de parásitos

	Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido
Negativo	7	8.75	8.75
Positivo	73	91.25	91.25
Total	80	100.0	100.0

El número de muestras tomadas en la presente investigación fueron de 80, de las cuales tan solo 73 muestras dieron como positivas a la presencia de parásitos en las muestras tomadas, mientras 7 muestras no presentaron presencia de parásitos, como se muestra en la figura 13, sin embrago, nuestros datos difieren con (Camposano, 2018) en su investigación realizada en la parroquia Chican en la provincia de Azuay en al cual considerando que dicho autor consideró 384 muestras de las cuales el 97.66% dieron positivas, y tan solo el 2,34% dieron negativas.

(Andy, 2014) en la Provincia de Orellana reportó el 46% de las aves positivas a la presencia de parásitos gastrointestinales lo cual no concuerdan con la presente investigación, esto se debe a las condiciones ambientales en las cuales se desarrolla el

sistema de crianza, por otro lado, (Olalla, 2023) en su investigación realizada en la parroquia de Loreto, Provincia de Orellana considerando 90 muestras de aves bajo un sistema de crianza tras patio, reportó valores de prevalencia de parásitos del 41%, mientras el 59% no presentaron prevalencia, (Hoyos, 2015) en su estudio realizado en una comunidad de Colombia que la presencia de parásitos en gallinas criollas fueron del 51.9%, Por otra lado, (Espinoza, 2019) reporta en su estudio realizado en aves de combate en Cuenca, Provincia de Azuay, una prevalencia de parásitos gastrointestinales del 75,21% de un total de 354 muestras, mientras el 24.79% dieron negativas.

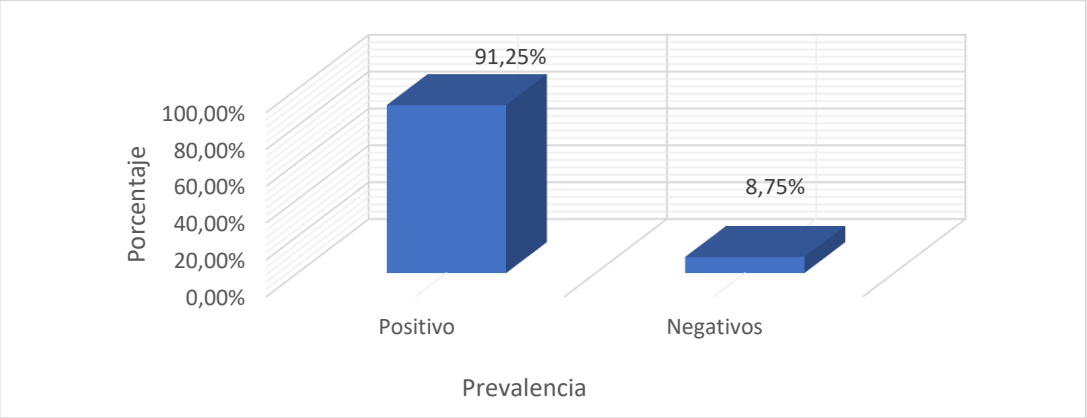


Figura 13.

Prevalencia de parásitos en aves criollas

4.1.2 Prevalencia de entero parásitos según el sexo (%)

La figura 14 presenta el porcentaje del sexo con prevalencia de parásitos en aves de las comunidades del al Parroquia San José, en la cuales en cuanto a las hembras son las que presentan una mayor prevalencia de casos positivos con el 60% de los casos, mientras en machos se tan solo se presentó el 31.25% de prevalencia de casos, mientras los casos negativos en hembras fueron de 7.5% y finalmente en machos los casos negativos fueron 1.25%.

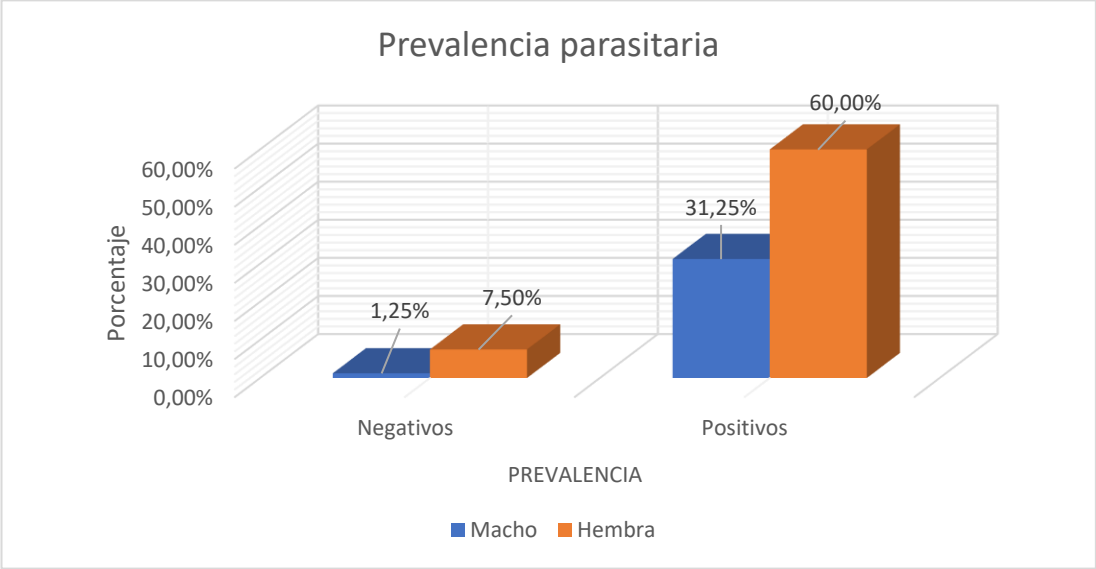


Figura 14.

Presencia de parásitos según el sexo

(Ensucho, 2015) en su estudio realizado en el departamento de Córdova, Colombia, reporta una prevalencia que se asemejan a los datos reportados en la presente investigación con el 58.5% de prevalencia en hembras y tan solo el 32.8%, mientras en los casos negativos reportó valores de 1.8% en hembras, y 7.0% en machos.

4.2 Predominancia de parásitos gastrointestinales en aves criollas.

4.2.1 Identificación de parásitos

La figura 15 refleja el porcentaje de los parásitos presentes en la investigación, lo cual se presentó un conteo total de 137 parásitos, lo cual se determina que en varias aves se presenció entre 3 – 4 parásitos, y en otras tal solo 1 – 2 parásitos, lo cual una vez tabulados los datos se presentó los siguiente resultados; con una mayor presencia de *Hymenolepis setigera* y *Capillaria spp* con una frecuencia de 37, lo que representa el 27% respectivamente, seguido de *Eimeria spp* con una frecuencia de 36, representando, la frecuencia de *Ascaridia spp* fue de 16 representando el 11.7%, siendo estos los resultado de los mayores resultados con respecto a la identificación de parásitos, mientras con que la menor presencia de *Amidostomun anseris* con una

frecuencia de 1, representando el 0.7%, mientras, *Echinuria uncinata, Raillietina spp, Syngamus bronchialis* con una frecuencia de 2, representando el 1,5% en cada especie, finalmente *Heterakis spp* presento una frecuencia de 4, represando el 2.9%,

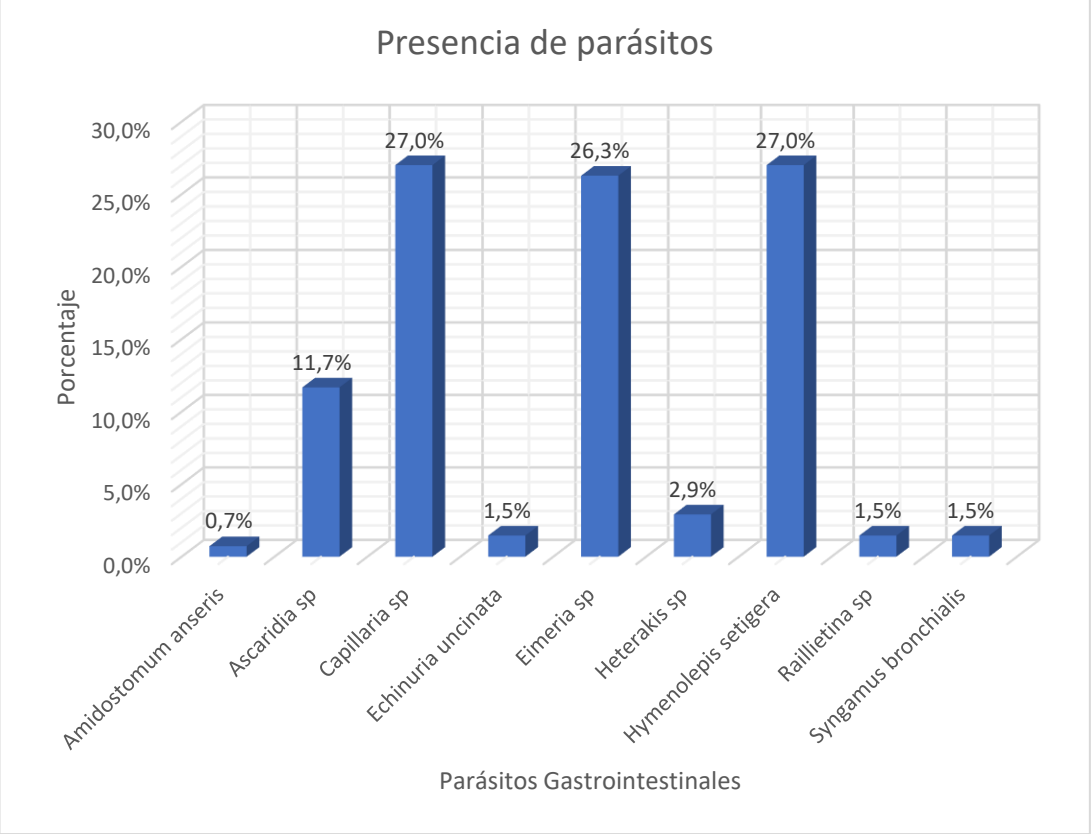


Figura 15.

Prevalencia de parásitos gastrointestinal

(Camposano, 2018) reporta una mayor prevalencia en Coccidios con el 74.74%, mientras que para la presencia de *Ascaridia spp* tan solo presento en 14.32%, datos que se asemejan a los reportados en esta investigación, mientras, (Dalmiro & Morales, 2013) mencionan en su estudio que dentro de la presencia de nematodo existió una gran cantidad de *Strogyloides spp*, con el 20,6%, seguido de *Capillaria spp* con el 16.7%, en cuanto a la presencia de cestodos reportaron una mayor presencia de *Choanotaenia spp* con un 12.8%.

Por otro lado, en la provincia de Orellana (Andy, 2014) reporta que los parásitos con mayor frecuencia en su estudio fueron *Capillaria spp* seguido del *Strongyloides spp* y

Heterakis gallinarum. (Espinoza, 2019) reporta en su estudio realizado en Cuenca en presencia de parásitos en aves de combate mayor presencia de *Eimeria* con un total de frecuencia de 180 muestras, representando el 51.28%, mientras que la presencia de *Heterakis gallinarum* fue del 18,52%, seguido de *Strongylus spp* con el 18,52%, y finalmente reporta una menor frecuencia en *Capillaria spp* con 28, representado el 7.98%.

(Olalla,2023) reporta en su estudio de aves criollas un mayor porcentaje en la presencia de *Ascaridia spp* con el 29%, seguido de la presencia de *Coccidios* con el 27%, siendo estos los valores representativos de su investigación, mientras (Valverde, 1021) en su evaluación de parásitos gastrointestinales en el estado Huánuco – Perú, menciona que la mayor presencia de parásitos fue en *Heterarakus gallianrus, Ascaridia galli, Capillaria spp y Hymenolepis cantaniana* con el 90%, estos datos se asemejan a (Rivera, 2017) en su investigación en la cual identificó *Capillaria spp, Ascaridia galli, Heterakis gallinarum, Strongyloide spp, Raillietina spp y Eimeria spp.,*en aves criadas bajo un sistema traspatio, con el 91%.

4.2.2 Identificación de parásitos según el sexo

La figura 16 refleja la prevalencia de parásitos según el sexo, en los cuales la mayor presencia de parásitos presentes en hembras se presenta en *Capillaria sp* con el 19 %, seguido de *Eimeria sp* y *Hymenolepis setigera* con el 17%, mientras , la presencia de *Ascaris sp* con el 8%, y con los menores valores en *Heterakis spp* con el 3%, finalmente en hembras la menor presencia de parásitos se encuentra en *Amidostomum anseris, Echinuria uncinata, Raillietina sp, Syngamus bronchialis* con el 1% respectivamente, por otro lado, la presencia de parásitos en machos presenta los siguientes valores; *Hymenolepis setigera* con el 9%, seguido del *Eimeria sp* con el 8%, la presencia de *Capillaria spp* con el 7%, *Ascaris spp* con el 4%, finalmente *Raillietina sp, Syngamus bronchialis* con el 1% respectivamente.

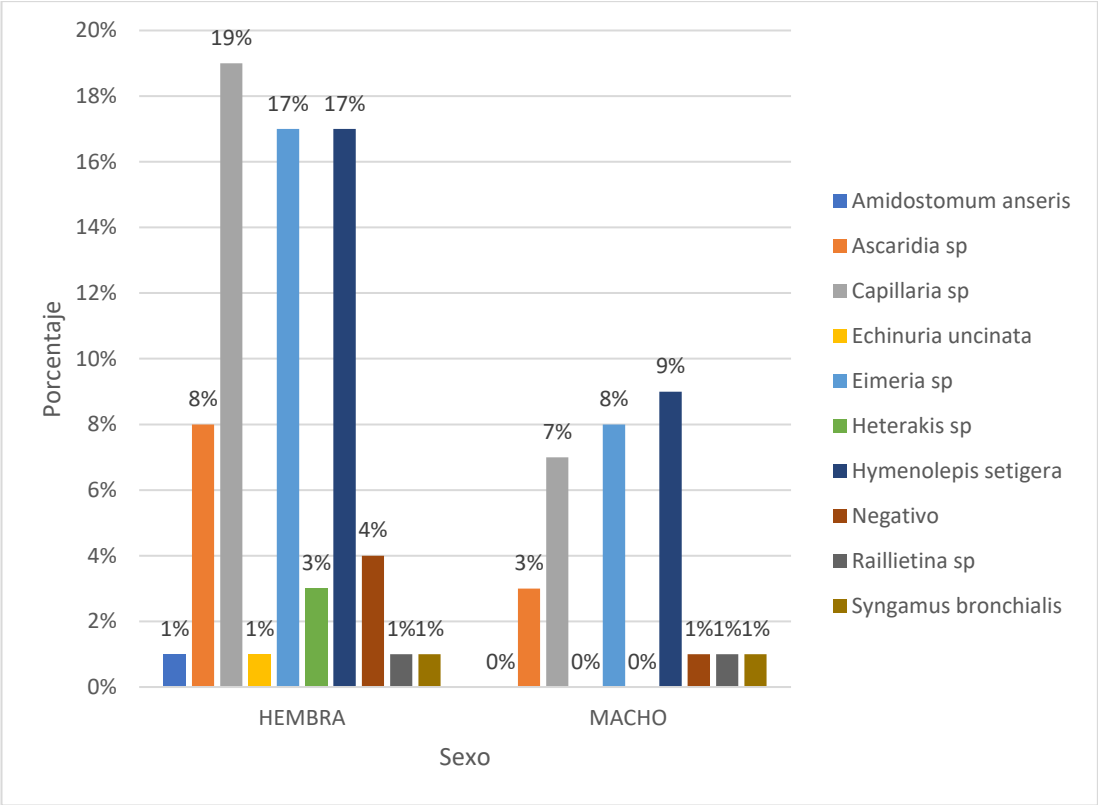


Figura 16.

Identificación de parásitos según el sexo

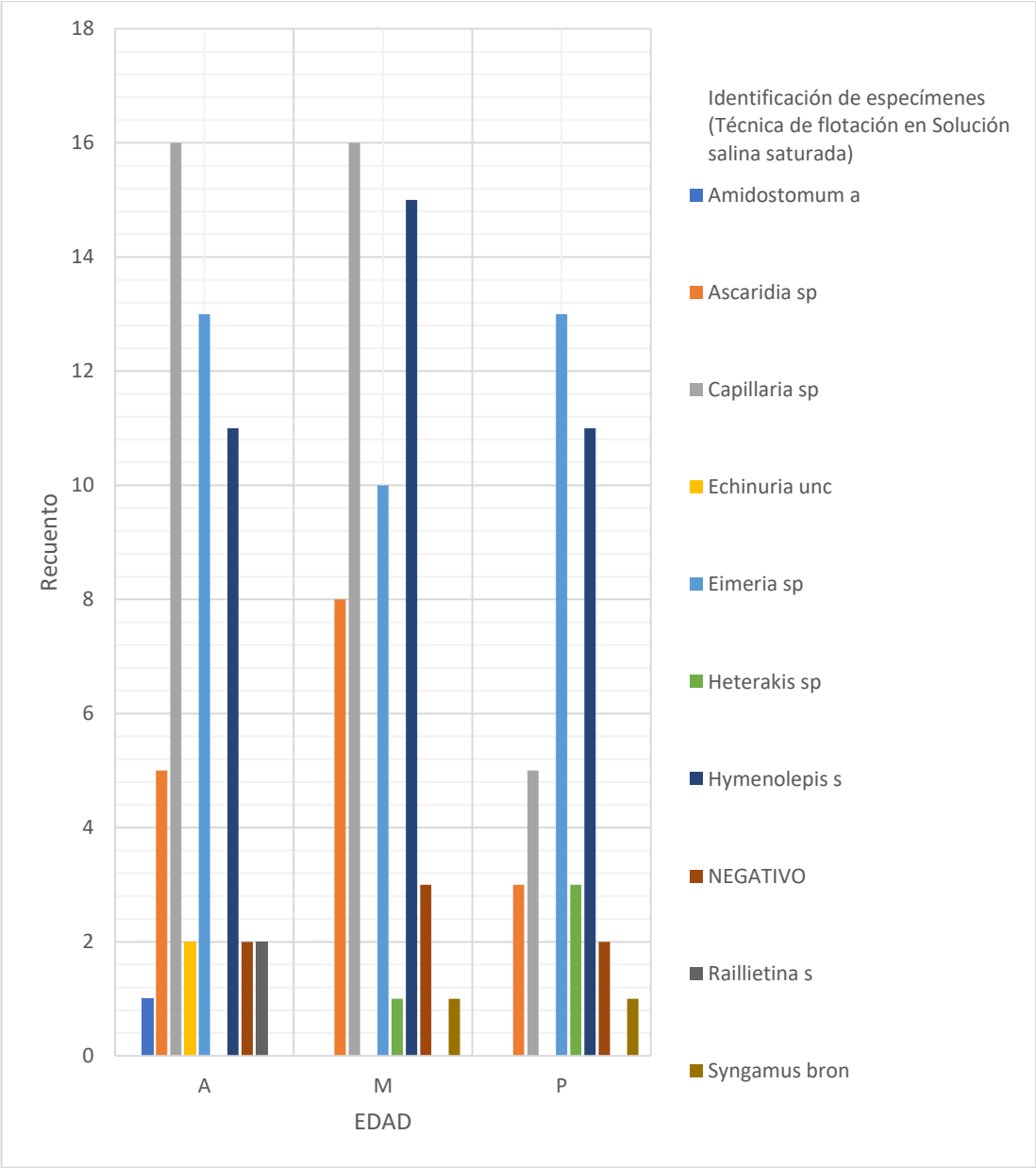
La presente investigación concuerda con (Toapanta, 2022) ya que dicho autor menciona que es comprensible este suceso ya que los animales menores a un año presentan un mayor cantidad de parásitos, esto debido a la falta de desparasitación durante la etapa de crecimiento y finalizar, sin embrago en animales mayores a un año en los cuales pocos fueron considerados reproductores se tiene una constante desparasitación como medida de manejo, en lo cual en su estudio reportó que animales menores de un año una presencia de parásitos con el 85%, y en animales mayores a un año el 15%.

(Guayllas,2015) reporta en su estudio realizado en la comuna Caimito del Cantón Guayaquil, de cerdos en una crianza extensiva en el cual su resultado con respecta a la presencia de parásitos en animales menores a un año presenta un porcentaje del 83.5%, mientras que en animales mayores a un años reporta un porcentaje del 16.5%, por otro lado, (Salinas & Saa, 2018) en su investigación realizada en Quilanga en la

Provincia de Loja reporta valores de 78.2% de prevalencia de parásitos en animales menores de un año, en comparación al 21.8% de los animales mayores a un año, mientras tanto, (Gonzáles, 2022) en su estudio realizado en la región rural del Perú reporta que la prevalencia de parásitos en animales menores a un año fue de 49.3% y en animales mayores a un año el 50.7%, esto debido a la falta de desparasitación durante toda la etapa de crecimiento y finalizador.

4.2.3 Prevalencia de parásitos según el lugar de procedencia

La figura 17 representa la presencia de parásitos en función de la edad, lo cual se detalla a continuación; en las aves mayores a 12 meses existe una mayor prevalencia de parásitos con respecto a *Capillaria spp* con el 12%, seguido de *Eimeria spp* con el 9% de la población, mientras que la presencia de *Hymenolepis setigera* presenta un porcentaje del 8%, por otro lado la presencia de *Ascaridia spp* presento un valor del 4%, finalmente la presencia de *Amidostomun anseris, Echinuria uncinata, Raillietina spp* presentaron la prevalencia de tan solo el 1%. La prevalencia de parásitos con respecto a las aves menores de 6 meses presentaron los siguientes valores; con una mayor prevalencia en *Capillaria spp* con el 12%, *Hymenolepis setigera* con el 11%, la presencia de *Ascaridia spp* fue del 6%, finalmente la presencia de *Heterakis spp, Syngamus bronchialis* fue del 1% respectivamente, finalmente la presencia de parásitos en las aves entre los 7 – 12 meses de edad presentaron los siguientes valores; con una mayor prevalencia en *Eimeria spp con el 9%*, seguido de 8% correspondiente a *Hymenolepis setigera*, la prevalencia de *Capillaria spp* fue del 4%, finalmente la presencia de *Ascaridia spp y Heterakis spp* fue del 2%.



A: Aves mayores a 12 meses

M: Aves menores a los 6 meses

P: Aves entre los 7 – 12 meses

Figura 17.

Prevalencia de parásitos según la edad

(Olalla, 2023) menciona en su estudio realizado en la Comunidad de Cotapio que la prevalencia de parásitos en su investigación estuvo mayormente en las gallinas criolla de 9 meses con el 34%, seguido de las aves de 12 meses con el 32%, sin embargo, las aves mayores a 2 años de edad presentaron una prevalencia del 9%, por otro lado (Valverde, 2021) menciona que la edad no incide en la presciencia de parásitos gastrointestinales en el estado de Huánuco en el Perú, en el cual consideró animales mayores y menores a un año, en lo cual las gallinas de un año presentaron mayor prevalencia de parásitos con el 99% y tan solo el 1% en aves mayores a un año.

4.3 Factores de riesgo

4.3.1 Factores de riesgo asociados a la prevalencia de parásitos en aves criollas

La tabla 3 presentan los valores con respecto a los factores asociados a la prevalencia de parásitos; en cuanto al tipo de alimentación el valor de Odds Ratio fue de 1,48 al ser superior a 1 se considera un factor de riesgo en la prevalencia de parásitos gastrointestinales esto debido a que los desperdicios en la mayoría de casos suelen ser procedentes de cosechas, o de alimentos de casa que son una fuente de infección constante.

La procedencia de agua en la presente reporta un valor de Odds Ratio de 0,89 siendo un valor inferior a 1, no se considera un factor de riesgo en la infección de parásitos gastrointestinales, ya que la procedencia de agua no favorece la infestación.

La desparasitación de las aves en cuanto al valor de Odds Ratio presento un valor de 1,84, este valor es superior a1 lo cual se interpreta que la desparasitación en las aves es importante en la crianza de aves, al no seguir un protocolo o una guía en la desparasitación, la prevalencia de parásitos será constante.

El alojamiento en la presente investigación nos presentó un valor para Odds Ratio de 1,32 esto se interpreta que al ser superior a 1, es un factor de riesgo viable para a prevalencia de parásitos, esto debido a que las aves presentes en una crianza a la intemperie no mantienen ningún control en la alimentación.

TABLA 3:

Factores de riesgo asociados a la prevalencia de parásitos en aves criollas

Variable	Nivel	Número de casos	Prevalencia	Odds Ratio
Alimentación	**Balanceado**	19	26,03%	**1,48**
	Desperdicios	54	73,97%	
Procedencia de Agua	**Potable**	51	69,86%	**0,89**
	Lluvia	22	30,14%	
Desparasitación	**Desparasitados**	18	24,66%	**1,84**
	No desparasitados	55	75,34%	
Alojamiento	**Gallinero**	25	34,25%	**1,32**
	Intemperie	48	65,75%	

(Espinoza, 2019) menciona en su estudio que el alojamiento es un factor de riego ya que las aves que se encuentra a la intemperie son más propensas a la infestación de parásitos debido a que no se lleva un control en la alimentación que ingieren.

Mientras (Camposanto, 2018) en su investigación reporta que la desparasitación no se considera como un factor de riesgo ya que si maneja un calendario adecuado la presencia de parásitos disminuye.

CAPÍTULO V

5.1 CONCLUSIONES

- En la presente investigación luego de utilizar las técnicas de flotación y Mc masters se pudo determinar la prevalencia de parásitos en la Parroquia de San José, lo cual se reportó un valor de 91.25% en positivo, mientras el 8.75% dio como negativo, mientras que la prevalencia considerando tanto a macho como a hembras se reportó mayor caso de prevalencia en positivo en hembras con el 60% y en machos con el 31.25%.

- En cuanto a la identificación de parásitos la presente investigación se reportó la prevalencia de Hymenolepis *setigera* y *Capillaria spp* con una frecuencia de 37, lo que representa el 27% respectivamente, seguido de *Eimeria spp* con una frecuencia de 36, representando 26,3%, la frecuencia de *Ascaridia spp* fue de 16 representando el 11.7%,
- La presente investigación reporta prevalencia de parásitos según el sexo, en los cuales la mayor presencia de parásitos presentes en hembras se presenta en *Capillara spp* con el 19%, seguido de *Eimeria spp* y *Hymenolepis spp* con el 17%, mientras , la presencia de *Ascaris spp* con el 8%, y con los menores valores en *Heterakis spp* con el 3%, finalmente en hembras la menor presencia de parásitos se encuentra en *Amidostomum anseris, Echinuria uncinata, Raillietina spp, Syngamus bronchialis* con el 1%.

- La presente investigación reportó la prevalencia de parásitos en función de la edad, lo cual se detalla a continuación; en las aves mayores a 12 meses existe una mayor prevalencia de parásitos con respecto a *Capillaria spp* con el 12%, seguido de *Eimeria spp* con el 9% de la población, mientras que la presencia de *Hymenolepis setigera* presenta un porcentaje del 8%, por otro lado la presencia de *Ascaridia spp* presento un valor del 4%, finalmente la presencia de *Amidostum anseris, Echinuria uncinata, Raillietina spp* presentaron la prevalencia de tan solo el 1%.

- En la presente investigación los valores de Odds Rtio fueron superiores 1, en los factores como la desparasitación, alimentación, y alojamiento lo cual se considera como un factor viable de riego, favoreciendo la infestación de parásitos, sin embrago la calidad de agua no se considera como un factor de riesgo en cuanto a la prevalencia de parásitos.

5.2 RECOMENDACIONES

- Manejar los controles sanitarios de alimentación, instalaciones, comederos y bebederos con el fin de evitar la presencia de vectores externos que puedan incidir en la parasitosis.

- Se recomienda la implementación de calendarios de manejo en cuanto a la desparasitación en cada una de las granjas de la zona.

- Investigar si la presencia de otras especies en producción bajo un sistema de crianza traspatio es un factor de riesgo en la prevalencia de parásitos gastrointestinales.

- Considerar la mejora de las condiciones sanitarias y de manejo en los sistemas de producción existente, con la finalidad de minimizar la presencia parasitaria y de tal manera cortar el ciclo reproductivo de los mismos.

5.3 BIBLIOGRAFÍA

Alvarado, C. (2018). Caracterización morfométrica y fenoróptica de la gallina criolla (Gallus domesticus), en traspatios familiares "Cantón Santa Clara, Pastaza". [Tesis de Grado, Universidad Estatal Amazónica]: https://repositorio.uea.edu.ec/bitstream/123456789/340/1/T.AGROP.B.UEA.1078.pdf

Álvarez, C., Rodrígues, P., & Carvajal, E. (2011). Efecto del extracto de paico (Chenopodium ambrorioides), en parásitos gatriintestinales de gallos de pelea (Gallus domesticus). Cultura Cientifica (9), 76-80. https://revista.jdc.edu.co/index.php/Cult_cient/article/view/220

Alvear, L. (2016). Determinación de parásitos gastrointestinales en gallinas de postura de traspatio. [Tesis de Grado, Universidad de las Américas]: https://repositorio.udla.cl/xmlui/bitstream/handle/udla/271/Tesis%20Laura%20Alvear.pdf?sequence=2

Andy, C. (2014). Determinación de los principales parásitos gastrointestinales que afectan a las aves de traspatio (Gallus gallus domesticus), en la comunidad El Descanso, Cantón Joya de los Sachas, Provincia de Orellana. [Tesis de Grado]: https://repositorio.uta.edu.ec/handle/123456789/7685

Asfaw, Y., G. A., Medhin, G., Alemayehu, G., & Wieland, B. (2019). Enfermedades infecciosas y parasitarias de las aves de corral en Etiopía: una revisión sistemática y metanálisis. Ciencia avícola, 98(12), 6452-6462. https://doi.org/10.3382/ps/pez521

Ávila, E., Carmona, J., Castañeda, M. d., Cortés, A., Fuente, B., García, G., Posadas, E., Quintana, J. A., Quiroz, M., Rosario, C., Salamanca, R., Sánchez, F. D., Sánchez, E., Suazo, L. A., & Urquiza, O. (2018). Introducción a la zootecnia del pollo y la gallina. Universidad Nacional Autónoma de México. https://fmvz.unam.mx/fmvz/publicaciones/archivos/Intro_Zoot_Pollo_Gallina.pdf

Barrientos, D., & Pedro-Díaz, M. I. (2018). Aportación al conocimiento de la parasito fauna intestinal en gallinas ponedoras (Gallus gallus domesticus) en el principio de Austrias, España. Instituto de Educación Secundaria Isla de la Deva: http://biociencias.jodra.net/wp-content/uploads/2018/06/Parasitofauna-intestinal-en-gallinas.pdf

Barroeta, A., Verge, G., & Ciria, N. (2020). Alimentación de las gallinas ponedoras. https://www.institutohuevo.com/wp-content/uploads/2020/03/Alimentaci%C3%B3n-de-las-gallinas-ponedoras-extenso-revision-web-1.0.pdf

Bernal, A. (2023). Efecto de tres niveles de aciote (Bixa orellana L.) en la dieta de gallinas de postura (Gallus gallus domesticus) sobre la pigmentación de la yema de huevo en el Centro experimental de Cota Cota. [Tesis de Grado, Universidad Mayor de San Andrés]: http://repositorio.umsa.bo/xmlui/handle/123456789/35428

Brawner, W., Hill, G., & Sundermann, C. (2000). Effects of coccidial and mycoplasmal infections on carotenoid-based plumage pigmentation in male house finches. The Auk, 117(4), 952-963. https://doi.org/10.1093/auk/117.4.952

Butcher, G., & Davis, M. (2022). Parásitos intestinales y traqueales de las aves domésticas. Secciones avícolas (760), 31-35. https://seleccionesavicolas.com/wp-content/uploads/2022/04/SA-2022-04-031-selecciones-avicolas.pdf

Cala, N. (2023). Caracterización Fenotípica, Productiva y Reproductiva de la Gallina Criolla de la Región Comunera [Tesis de Grado, Universidad Libre Seecional Socorro]: https://repository.unilibre.edu.co/bitstream/handle/10901/25114/Trabajo%20de%20grado.pdf?sequence=1

Camposano, P. (2018). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves criollas, (Gallus domesticus). [Tesis de Grado]: https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/15667/1/UPS-CT007691.pdf

Cervantes, K. (2016). Identificación de nematodos gastrointestinales en aves de traspatio (Gallus Gallus domesticus) en una localidad del Municipio de Acatlán de Pérez Figueroa, Oaxaca. [Tesis de Grado, Universidad Veracruzana]:

https://www.uv.mx/personal/avillagomez/files/2012/12/2016-Cervantes-Tesis-MVZ.pdf

Cordero, J. (2020). Caracterización de los sistemas de producción de aves de traspatio en la parroquia Chanduy Provincia de Santa Elena. [Tesis de Grado, Universidad Estatal Península de Santa Elena]: https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/5663/1/UPSE-TIA-2021-0001.pdf

Corporación Nacional de Avicultura del Ecuador. (2022). Estadísticas del sector avícola. https://conave.org/informacion-sector-avicola-publico/

Delgado, M. (2016). Caracterización faneróptica de la gallina de campo de la Región Interandina del Ecuador. [Tesis de Grado, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo]: http://dspace.espoch.edu.ec/bitstream/123456789/5478/1/17T1418.pdf

Díaz, M., & Menjivar, M. (2008). Determinación del grado de infestación de endo y ectoparásitos en aves de traspatio (Gallus gallus) en el departamento de La Libertad. [Tesis de Grado, Universidad de El Salvador]: https://repositorio.ues.edu.sv/server/api/core/bitstreams/0b7cb3be-cfd5-4637-88eb-4a167c7bceae/content

Ecofronteras. (2015). Ganadería de traspatio en la ida familiar. Ecofronteras, 19(54), 6-9. https://ecosur.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1017/913/1/0000125771_documento.pdf

Ensuncho, C., Herrera, Y., Montalvo, A., Almanza, M., Verfara, J., Pardo, E., & Gómez, L. (2015). Frecuencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas (Gallus domesticus) en el departamento de córdoba, Colombia. Revista Electrónica de Veterinaria, 16(6), 1-9. https://www.redalyc.org/pdf/636/63641399002.pdf

Gallo, C. (2014). Manual de diagnóstico con énfasis en laboratorio clínico veterinario. [Tesis de Grado, Universidad Nacional Agraria]: https://repositorio.una.edu.ni/2745/1/tnl70g172m.pdf

German, G.-F., Cynthia, C. G., & Carlos, G.-T. ([s.f]). Estudio de caso: Dilepididosis Amoebotaenia sp (Railliet, 1892) en gallina. Universidad Autónoma del Estado de

Morelos: http://galeria.uaem.mx/sites/default/files/obras/texto/37.-%20Fari%C3%B1a%20German.pdf

Godoy, M. (2014). Sistema digestivo en diferentes especies de aves. https://bionotas.wordpress.com/wp-content/uploads/2014/09/sist-dig-diferentes-especies-aves.pdf

Gozabay, A. (2021). Descripción del manejo y crianza de gallinas criollas en los traspatios de la comuna San Marcos y Barbascol de la parroquia Colonche. [Tesis de Grado, Universidad Estatal Península de Santa Elena]: https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/6318

Hortúa-López, L., Cerón-Muñoz, M., Zaragoza-Martínez, M. d., & Angulo-Arizala, J. (2021). Avicultura de traspatio: aportes y oportunidades para la familia campesina. Agronomía Mesoamericana, 32(3), 1019-1033. https://www.redalyc.org/journal/437/43768194022/html/

Instituto Nacional de Estadística y Censos. (2020). Sector avícola Ecuador. Univeridad Técnica de Ambato: https://obest.uta.edu.ec/wp-content/uploads/2020/09/Sector-avicola-Ecuador.pdf

Jáuregui, R., Flores, H., Vásquez, L., & Oliva, M. (2015). Caracterización morfométrica de la gallina de cuello desnudo (Gallus domesticus nudicollis) en la región ch'ortí de Chiquimula, Guatemala. Ciencia, Tecnología y Salud, 2(1). https://revistas.usac.edu.gt/index.php/cytes/article/view/42

Jiménez, S. (2010). Parásitos gastrointestinales de los guajolotes criollos en condiciones de traspatio, en el Estado de Michoacán, México. [Tesis de Grado, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo]: https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/32136746/parasitosis_gastrointestinal_de_los_guajolotes_criollos_en_condiciones_de_traspatio_en_el_estado_de_michoacan_mexico-libre.pdf?1391497459=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DUNIVERSIDAD_MICHOAC

León, A. C., & Vargas, A. M. (2022). Análisis del Diagnóstico de Parásitos Gastrointestinales de Aves de Traspatio en el Departamento del Tolima. [Tesis de Grado, Universidad Cooperativa de Colombia]: https://repository.ucc.edu.co/server/api/core/bitstreams/4fc6d2bb-9dfc-49f2-b630-0c4102e3bc26/content

López, H. (2012). Determinación de los principales parásitos gastrointestinales y hemoparásitos en aves psitácidas del Parque Zoológico "Benito Juárez". [Tesis de Maestría]: http://bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:8083/xmlui/bitstream/handle/DGB_UMICH/1861/IIAF-M-2012-0011.pdf?sequence=1

Mancheno, L. (2023). Determinación de parásitos intestinales en gallinas criollas en las zonas urbano marginal de la ciudad de Caluma Provincia de Bolívar. [Tesis de Grado, Universidad Técnica de Babahoyo]: http://dspace.utb.edu.ec/bitstream/handle/49000/14806/PI-UTB-FACIAG-VETERINARIA-REDISE%c3%91ADA-000029.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Manual práctico para la producción y manejo de aves de traspatio. (2021). https://www.pazydesarrollo.org/wp-content/uploads/2020/09/Manual_manejo_aves_traspatio_PyD_GT.pdf

Martínez, E., & Sotelo, E. (2021). Caracterización del sistema de crianza de la gallina criolla (Gallus gallus domesticus) en la comunidad de TikTik kanun -Bluefields 2021. [Tesis de Grado, Universidad Nacional Agraria]: https://repositorio.una.edu.ni/4382/1/tnl01m385c.pdf

Mattiello, R. (s.f). Enfermedades parasitarias en aves de jaula. Universidad de Buenos Aires: http://dpd.fvet.uba.ar/cartelera/00007195.pdf

Matute, M., & Rivas, W. (2012). Prevalencia de Parásitos gastrointestinales según época del año en aves de patio jóvenes y adultas en El Sauce, León Nicaragua. [Tesis de Grado, Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua]: http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/3311/1/225919.pdf

Molina, P. (2013). Comparación de dos sistemas de producción y de manejo sanitario de las aves criollas de traspatio en los municipios de Ignacio de la Llave y Teocelo, Veracruz. [Tesis de Grado, Universidad Veracruzana]: https://www.uv.mx/veracruz/uvca366-agronegocios-sustentables/files/2013/12/Molina2013-Aves-de-traspatio-Tesis.pdf

Muñoz, M. (2004). Evalueción del efecto de un desparasitante natural, contra nematodos de aves de traspatio comparado con un desparasitaste comercial, en la aldea El Paraíso, Municipio de Palencia, Guatemala. [Tesis de Grado, Universidad de San Carlos de Guatemala]: http://www.repositorio.usac.edu.gt/7472/1/Tesis%20Med%20Vet%20Marianella%20Mu%C3%B1oz%20Rodriguez.pdf

Obregón, H., & Faride, D. (2016). Evaluación de un antiparasitario como aditivo en alimento balanceado para el control de parásitos en gallinas ponedoras comerciales. [Universidad Francisco de Paula Santander]: https://www.researchgate.net/profile/Rafael-Zapata-3/publication/324161987_La_actividad_fisica_como_factor_fundamental_del_buen_estado_fisico_y_salud_de_las_personas_que_asisten_los_dias_domingos_a_la_ciclovia_del_malecon_de_la_ciudad_de_Cucuta/links/5ac2

Olalla, T., & Klever, F. (2023). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas en fincas del sector Cotapino. [Tesis de Grado, Escuela Politécnica de Chimborazo]: http://dspace.espoch.edu.ec/handle/123456789/20920

Olvera-Hernández, J., Álvarez-Calderón, N., Aceves-Ruiz, E., & Guerrero-Rodríguez, J. d. (2017). Perspectivas de traspatio y su importancia en la seguridad alimentaria. Agro Productividad, 10(7). https://core.ac.uk/download/pdf/249320824.pdf

Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. (2008). Manejo Eficiente de Gallinas de Patio. https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/f7f91adf-0c5c-40f8-b61d-7790ed15e88f/content

Oviedo, R. (2022). Determinación de número de ooquistes de coccidias por gramo de heces en gallinas de postura (Gallus gallus domesticus) (Jóvenes y adultas) de crianza en

piso en invierno-primavera en una granja de San Camilo, Perú. [Tesis de Grado, Universidad Católica de Santa María]: https://repositorio.ucsm.edu.pe/server/api/core/bitstreams/d4264f10-e4d0-4b24-8132-8335fd902569/content

Papini, R., & Cacciuttolo, E. (2008). Observations on the occurrence of Heterakis gallinarum in laying hens kept on soil. Italian Journal of animal sciencie, 7(4), 487-493. https://doi.org/10.4081/ijas.2008.487

Paredes, O. (2015). Evaluación del efecto de un desparasitante natural a base de tomillo Thymus Vulgaris en aves de traspatio en el cantón Salcedo parroquia Antonio José Holguín. [Tesis de Grado, Universidad Técnica de Cotopaxi]: https://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/2843/1/T-UTC-00367.pdf

Pascual, G. (2009). Parásitos en aves. Universidad de Buenos Aires. http://dpd.fvet.uba.ar/cartelera/00030091.pdf

Permin, A., & Hansen, J. (1998). Epidemiology, Diagnosis and Control of Poultry Parasites. Food and Agricultura organization of the United Nations (4). https://www.semanticscholar.org/paper/Epidemiology%2C-diagnosis-and-control-of-poultry-Permin-Hansen/09cbe6fc080c7c0bb274c01d045242452011b25a

Permin, A., Christensen, J., & Bisgaard, M. (2006). Consequences of concurrent Ascaridia galli and Escherichia coli infections in chickens. Acta Vet Scand, 47(43), 43-54. https://link.springer.com/article/10.1186/1751-0147-47-43

Ramón, P., Martínez, M., & Pantoja, A. (2013). Manual de compostaje del agricultor. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura: https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/86a00877-877d-4fa7-8608-32071e1464d8/content

Ramos, C. (2019). Identificación y caracterización de actinomicetos aislados del tracto digestivo en gallinas criollas. [Tesis de Grado, Universidad Nacional Agraria La Molina]:

https://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12996/4144/ramos-lama-claudia-herlinda.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Righia, F., Grandib, G., Manuelianc, C., Pitinoa, R., & Marchic, M. D. (2019). Antiparasitarios naturales, producción ecológica. Organic Plus (2002). https://organic-plus.net/wp-content/uploads/2019/12/6-o-natural-antiparasitics-spanish.pdf

Rivera, F. (2017). Prevalencia de huevos de parásitos gastrointestinales y sus factores de riesgo en gallinas criollas (Gallus gallus domesticus), de traspatio, en el distrito de Rupa Rupa. [Tesis de Grado, Universidad Nacional Agraria de La Selva]: https://repositorio.unas.edu.pe/server/api/core/bitstreams/e9db3811-937f-48c8-af71-6794c4ca7359/content

Secretaria de agricultura y ganadería. (2017). Producción y manejo de aves de traspatio de doble propósito. Gobierno de la República de Honduras: https://www.dicta.gob.hn/files/2017-Produccion-y-manejo-de-aves-de-traspatio.pdf

Soulsby, E. (1982). Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals. Baillière Tindall., 78(3). doi.org/10.1016/0035-9203(84)90110-X

Svihus, B. (2014). Adaptación de las prácticas de manejo para utilizar la funcionalidad del tracto digestivo en aves. Norwegain University of Life Sciences, 31-41. https://fedna.biolucas.com/wp-content/uploads/2022/03/2014_CAP-III.pdf

Toapanta, M. (2018). Caracterización del sistema de producción de aves de traspatio del Cantón Cevallos. [Tesis de Grado, Universidad Técnica de Ambato]: https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/28460/1/Tesis%20140%20Medicina%20Veterinaria%20y%20Zootecnia%20-CD%20589.pdf

Tomalá, C. (2022). Evaluación de comportamiento productivo de gallinas ponedoras (Lohmann brown) en fase de postura con sistema tradicional en la parroquiaChanduy. [Tesis de Grado, Universidad Estatal Península de Santa Elena]: https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/7571/1/UPSE-TIA-2022-0027.pdf

Trujillo, O. (2019). Caracterización de la crianza de gallinas criollas (Gallus gallus) en unidades familiares del Distrito Mariano Dámaso Beraum. [Tesis de grado,

Universidad Nacional Agraria de la Selva]: https://repositorio.unas.edu.pe/server/api/core/bitstreams/71e292da-8445-4326-89a1-43d442b86032/content

Universidad del Sureste. (2022). Sistema Digestivo de la gallina. https://plataformaeducativauds.com.mx/assets/biblioteca/14e5bcee1292b5d54becc9339f228f4f.pdf

Valencia, N. (2011). La Gallina criolla colombiana. Universidad Nacional de Colombia. https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/83094

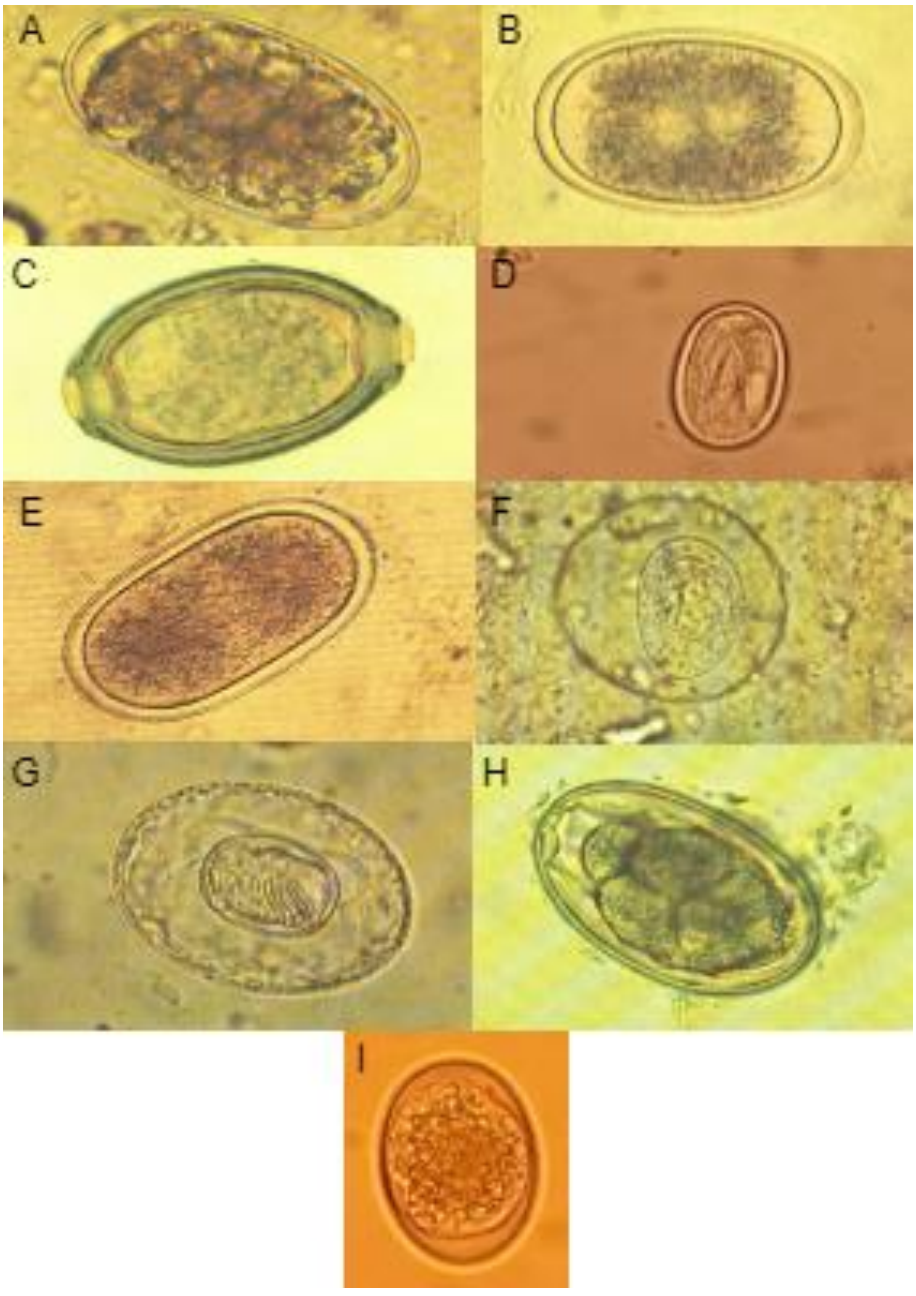
Valverde, M. (2021). Factores de riesgo asociados a los parásitos gastrointestinales en gallinas (Gallus gallus domesticus) explotadas en Huánuco - 2020. [Tesis de grado, Universidad Nacional Hermilio Valizán]: https://hdl.handle.net/20.500.13080/6820

Vargas, O. (2015). Avicultura. Universidad Técnica de Machala. https://repositorio.utmachala.edu.ec/handle/48000/6846

Villacís, G., Escudero, G., Cueva, F., & Luzuriaga, A. (2014). Características fenotípicas de las gallinas criollas de comunidades rurales del sur de Ecuador. Centro de biología, 3(1), 38-43. https://dokumen.tips/documents/caracteristicas-fenotipicas-de-las-gallinas-criollas-de-unleduecsitesdefaultfilesinvestigacionrevistas.html?page=1

5.4 ANEXOS

ANEXO A. Conservación de las muestras en cooler y refrigeradora para los análisis.

ANEXO B. Análisis de técnicas de flotación y Mc Master.

ANEXO C. Taxones de parásitos aislados de las muestras fecales de las gallinas criollas (*Gallus gallus domesticus*) en la parroquia San José, Pastaza, Ecuador (2024). (a) huevo *Amidostomum anseris*, (b) huevo *Ascaridia sp*., (c) huevo *Capillaria sp*., (d) huevo *Echinuria uncinata*, (e) huevo *Heterakis sp*., (f) huevo *Hymenolepis setigera*, (g) huevo *Raillietina sp,* (h) huevo *Syngamus bronchialis*, (i) huevo *Eimeria sp.*