

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



**Prevalencia de endoparásitos en seis grupos genéticos de
cuyes (*Cavia porcellus*) de la estación experimental agraria
Canaán - INIA Ayacucho 2016**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
MÉDICO VETERINARIA**

**PRESENTADO POR:
Zhenia Gladys Quispe Dipaz**

**Ayacucho - Perú
2021**

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA

**Prevalencia de endoparásitos en seis grupos genéticos de cuyes (*Cavia porcellus*) de
la Estación Experimental Agraria Canaán-INIA Ayacucho 2016**

Expedito : 30 de diciembre de 2019

Sustentado : 16 de enero de 2020

Calificación : muy Bueno

Jurados :



Mg. FLORENCIO CISNEROS NINA
Presidente



Mg. JULIO CESAR SOTO PALACIOS
Miembro



Ing. RAÚL ROBERTO CABALLA LEÓN
Miembro



Mg. MAGALY RODRÍGUEZ MONJE
Asesora

A Dios por darme la vida hasta el día de hoy.

A mis padres Paulina Dipaz Méndez y Víctor P. Quispe Alfaro, ya que con su sacrificio, paciencia y consejos me han sabido guiar hacia la culminación de mi carrera profesional.

A mis hermanas y sobrinos, por sus apoyos incondicionales, con ello me dieron las fuerzas necesarias para alcanzar un nuevo objetivo en mi vida.

AGRADECIMIENTO

A mi Alma mater la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga; por acogerme en sus aulas.

A la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria, de la Facultad de Ciencias Agrarias.

A la Estación Experimental Agraria Canaán Inia- Ayacucho, por haberme brindado todas las facilidades necesarias para este estudio.

A la Mg. M.V.Z. Magaly Rodríguez Monje por todo el apoyo y orientación como asesora.

Al Ing. Jorge Luis Raymondi Chumbemuni por su apoyo como co-asesor.

Al Blg. Reynan Córdor, M.V.Z. José Loza del Carpio y M.V. Alfredo Córdova López, docentes de la Universidad Nacional San Cristóbal de Huamanga, por su apoyo en la elaboración del presente trabajo.

A todos los docentes de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria por su disposición al compartir sus enseñanzas.

A una persona muy especial en mi vida Jesús Zorrilla Riveros por su apoyo incondicional.

A mis amigos: Ronal, Mijail, Klever, Percy, Rodrigo, Karolyn, Sarita y Damarys; Por su apoyo incondicional en el desarrollo del presente trabajo y además agradecerles la amistad brindada durante la convivencia universitaria.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
Dedicatoria.....	ii
Agradecimiento.....	iii
Índice general.....	iv
Índice de tablas	vi
Índice de figuras.....	vii
Índice de anexos.....	viii
Resumen.....	1
Introducción	2
CAPÍTULO I	
MARCO TEÓRICO 4	
1.1. Antecedentes	4
1.2. Marco conceptual.....	6
1.2.1. Historia.....	6
1.2.2. Clasificación taxonómica.....	7
1.2.3. Distribución y dispersión actual.....	7
1.3. El cuy (<i>Cavia porcellus</i>)	8
1.3.1. Líneas o tipos de cuyes	8
1.3.2. Grupos genéticos de cuyes	9
1.4. Endoparásitos de cuyes	13
1.4.1. <i>Eimeria caviae</i>	13
1.4.2. <i>Giardia caviae</i>	18
1.4.3. <i>Trichostrongylus sp.</i>	20
1.4.4. <i>Trichuris spp</i>	23
1.4.5. <i>Paraspidodera uncinata</i>	26
1.4.6. <i>Toxocara canis</i>	28
1.4.7. <i>Taenia pisiformis</i>	31
CAPÍTULO II	
METODOLOGÍA 35	
2.1. Ubicación y descripción de la zona de estudio	35
2.1.1. Ubicación geográfica	35

2.1.2.	Duración del trabajo.....	35
2.1.3.	Lugar de procesamiento laboratorial de las muestras	35
2.2.	Población y muestra.....	36
2.3.	Materiales y equipos	36
2.3.1.	Material biológico.....	36
2.3.2.	Material de laboratorio.....	37
2.3.3.	Equipos.....	37
2.3.4.	Reactivos.....	37
2.3.5.	Material de uso personal	37
2.3.6.	Material de campo.....	38
2.4.	Procedimiento	38
2.4.1.	Toma de muestra.....	38
2.4.2.	Copromicroscopía cuantitativa por flotación	38
2.4.3.	Método Mc Master modificado.....	39
2.4.4.	Interpretación	39
2.5.	Análisis de datos	40

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN..... 41

3.1.	Prevalencia de endoparásitos en seis grupos genéticos de cuyes (<i>Cavia porcellus</i>) de la Estación Experimental Agraria Canaán -INIA - Ayacucho.....	41
3.2.	Número y porcentaje de especies de endoparásitos en seis grupos genéticos de cuyes (<i>Cavia porcellus</i>) de la Estación Experimental Agraria Canaán - INIA- AYACUCHO	48
3.3.	Determinar la carga endoparasitaria por sexo en dos categorías: reproductores y recría.....	49

CONCLUSIONES..... 52

RECOMENDACIONES..... 53

REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA..... 54

ANEXOS..... 57

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1.1. Parámetros productivos y reproductivos de cuyes nativos	12
Tabla 2.1. Interpretación de carga parasitaria.....	40
Tabla 3.1. Número y porcentaje de especies de endoparásitos en seis grupos genéticos de cuyes (<i>Cavia porcellus</i>)	48

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1.1. Ejemplar Perú	10
Figura 1.2. Ejemplar Inti	10
Figura 1.3. Ejemplar Andina	11
Figura 1.4. Ejemplares nativos	12
Figura 1.5. Ejemplar Wari.....	13
Figura 1.6. Ejemplar Quishka	13
Figura 1.7. Ciclo biológico de <i>Eimeria caviae</i>	14
Figura 1.8. Ciclo biológico de <i>Giardia</i>	19
Figura 1.9. Ciclo biológico de <i>Trichostrongylus sp</i>	21
Figura 1.10. Ciclo biológico de <i>Trichuris spp</i>	24
Figura 1.11. Ciclo biológico de <i>Paraspidodera uncinata</i>	27
Figura 1.12. Ciclo biológico de <i>Toxocara canis</i>	29
Figura 1.13. Ciclo biológico de <i>Taenia pisiformes</i>	32
Figura 3.1. Prevalencia de endoparásitos según grupo genético en cuyes.....	41
Figura 3.2. Prevalencia de endoparásitos según especie en cuyes.....	42
Figura 3.3. Prevalencia de <i>Trichostrongylus sp.</i> por grupo genético.....	43
Figura 3.4. Prevalencia de <i>Eimeria caviae</i> por grupo genético	44
Figura 3.5. Prevalencia de <i>Giardia caviae</i> por grupo genético.....	44
Figura 3.6. Prevalencia <i>Taenia pisiformis</i> por grupo genético	45
Figura 3.7. Prevalencia de <i>Trichuris spp</i> por grupo genético	46
Figura 3.8. Prevalencia de <i>Toxocara canis</i> por grupo genético.....	46
Figura 3.9. Prevalencia de <i>Paraspidodera uncinata</i> por grupo genético.....	47
Figura 3.10. Carga endoparasitaria por grupo genético	49
Figura 3.11. Carga endoparasitaria hpgh por sexo.....	50
Figura 3.12. Carga endoparasitaria hpgh según etapa productiva	51

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Estación Experimental Canaán INIA - Ayacucho	58
Anexo 2. Recolección de muestras	64
Anexo 3. Proceso laboratorial.....	65
Anexo 4. Método de flotación	68
Anexo 5. Observaciones microscópicas de Ooquistes y huevos endoparásitos	71
Anexo 6. Base de datos.....	73
Anexo 7. Resumen general de especies de parásitos en seis grupos genéticos	74
Anexo 8. Prevalencia de endoparásitos	75
Anexo 9. Análisis estadísticos	79

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en la E.E. INIA CANAAN con el objetivo de poder determinar la prevalencia de los endoparásitos en cuyes en seis grupos genéticos de cuyes (*Cavia porcellus*). Para ello se analizaron 72 muestras de heces de cuyes y se procesaron con el método directo y método de flotación para ver la carga parasitaria donde se obtuvieron los siguientes resultados. Del total de muestras analizadas en cuyes (*Cavia porcellus*) de los seis grupos genéticos de la Estación Experimental Agraria Canaán -INIA - Ayacucho, positivos a endoparásitos se puede demostrar que hay una prevalencia del 73,6%. El porcentaje de endoparásitos encontrados en cuyes es en la línea Perú mayor porcentaje es en *Eimeria caviae* 46.88%, *Giardia caviae* 21.88%, *Trichostrongylus sp.* 18.75%, *Paraspidodera uncinata* 6.25% *Trichuris spp.* 4.69%, *Taenia pisiformis* 1.56%, y *Toxocara canis* 0 %. Línea Inti un porcentaje mayor en *Trichostrongylus sp.* 36.84%, seguido de *Eimeria caviae* 28.95%, *Taenia pisiformis* 18.42%, *Giardia caviae* 10.53%, *Toxocara canis* 5.26%, *Trichuris spp.* y *Paraspidodera uncinata* 0%. Línea Andina fue mayor en *Eimeria caviae* con 57.14% seguido de *Trichostrongylus sp.* 32.14 %, *Trichuris spp.* 7.14%, *Toxocara canis* 3.57%, *Giardia caviae*, *Taenia pisiformis* y *Paraspidodera uncinata* 0%. Grupo genético Quishka se obtuvo un porcentaje mayor en *Giardia caviae* 52.50% seguido de *Eimeria caviae* 30%, *Trichostrongylus sp.* 15%, *Trichuris spp.* 2.50%, *Taenia pisiformis*, *Toxocara canis* y *Paraspidodera uncinata* 0%. Grupo genético Nativo se obtuvo un porcentaje mayor en *Giardia caviae* 61.54% seguido de *Eimeria caviae* 28.85%, *Trichostrongylus sp.* y *Trichuris spp.* 3.85%, *Taenia pisiformis* 1.92%, *Toxocara canis* y *Paraspidodera uncinata* 0%. Grupo genético Wari se obtuvo un porcentaje mayor en *Trichostrongylus sp.* 39.13% seguido *Giardia caviae* 28.26%, *Eimeria caviae* y *Trichuris spp.* 15.22%, *Toxocara canis* 2.17%, *Taenia pisiformis* y *Paraspidodera uncinata* 0%. La carga endoparasitaria encontrada en cuyes fue mayor en la raza Perú con un promedio de 533.33 Hpgh, seguido de la línea Andina 466.67 Hpgh, Nativo 433.33 Hpgh, Wari 383.33 Hpgh, Quishka con 333.33 Hpgh e Inti con 316.67 Hpgh.

INTRODUCCIÓN

La cría de cobayos en la región ha ido desarrollándose paso a paso, consiguiendo avances significativos en el campo de la cría y la determinación de la herencia, a pesar de ello, la sanidad es aún insuficiente, existiendo pocos datos con respecto al predominio y control de las enfermedades parasitarias explícitamente en la cría de cobayos. La presencia de parásitos en la cría de cobayas es normal, principalmente el endoparasitismo, que provoca desgracias en la adquisición de peso y en la productividad útil, así como una expansión en la utilización del alimento como remuneración, influyendo contrariamente en la productividad. Clínicamente, se presenta en estructuras intensas y persistentes, por lo que cuando los animales jóvenes ingieren muchas estructuras infecciosas, puede provocar la muerte, y muchas veces los cuyes están expuestos a una enfermedad progresiva, a la que se adaptan, sin presentar signos clínicos y son claramente sanos (Vargas, 2013).

La actividad de los parásitos en el tramo gastrointestinal de los rumiantes menores es una de las cuestiones primordiales que influyen en la interacción útil (multiplicación, desarrollo y avance) y es una de las razones de la alta mortalidad, siendo significativa en la sanidad general ya que hay parásitos que pueden transferir enfermedades zoonóticas a las personas y a otras animales de crianza casera.

Este estudio tuvo como propósito determinar la prevalencia de los diferentes endoparásitos en seis grupos genéticos presentes en una explotación tecnificada de cuyes de la Estación Experimental Agraria – INIA- Ayacucho , los cuales originan pérdidas económicas, por la poca ganancia de peso vivo, mortalidad por las patologías y lesiones que pueden ocasionar los endoparásitos, El trabajo se realizó mediante la recolección de muestras (heces) de las instalaciones del área de animales menores (cuyes) de dicha institución para luego ser estudiados coproparasitológicamente y una vez obtenida los resultados se pudo tener en consideración el grupo genético más

susceptible a la presencia de parásitos y así tener un buen manejo en cuanto a la sanidad como también poder realizar medidas de prevención y control de los mismos y optimizar la producción.

Por tal motivo nos planteamos los siguientes objetivos:

Objetivo general

Determinar la Prevalencia de Endoparásitos en seis grupos genéticos de cuyes (*Cavia porcellus*) de la Estación Experimental Agraria Canaán -INIA - Ayacucho.

Objetivos específicos

1. Identificar especies de endoparásitos en seis grupos genéticos de cuyes (*Cavia porcellus*) de la E.E Agraria Canaán - INIA- Ayacucho.
2. Determinar la carga endoparasitaria por sexo en dos categorías: reproductores y recria.

CAPÍTULO I

MARCO TEÓRICO

1.1. ANTECEDENTES

García et al., (2013) en su estudio sobre “Helmintiasis gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de granjas de crianza familiar-comercial en Ancash, Perú”, reportan resultados en la fase de acabado de granjas de crianza familiar-comercial, en la zona de Caraz, Ancash. Para ello recolectaron el estómago, intestino delgado e intestino grueso de 100 cuyes y se identificaron y contabilizaron los parásitos presentes. Se encontró una prevalencia de 89% de nemátodos gastrointestinales. Los parásitos identificados fueron *Paraspidodera uncinata* (83%), *Trichuris spp* (31%), *Capillaria spp* (18%) y *Trichostrongylus colubriformis* (2%). No se encontró diferencias significativas entre sexos. Así mismo, la frecuencia de monoparasitismo, biparasitismo y triparasitismo fue de 49, 35 y 5%, respectivamente.

Merino (1991) en su estudio “Estudios preliminares de parásitos gastrointestinales en Cuyes (*Cavia porcellus*), en el Distrito de Cajamarca-Perú “, muestrearon 100 cuyes adultos, de crianza casera. Por medio de la necropsia del tracto digestivo, se identificaron las formas adultas de los géneros de parásitos las cuales se conservaron en alcohol, glicerina y agua destilada en las siguientes proporciones: 70:5:25. Reportó que: 81% de animales dieron positivos a endoparásitos, y de estos, se identificó que el 95% *Paraspidodera uncinata* y 51% *Trichuris spp* los que se localizaron en el intestino grueso.

Sánchez (2013) reportó en la ciudad de Huancayo el trabajo de investigación “Estimación del parasitismo gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de la ciudad de Huancayo”. Se emplearon cuyes de varias localidades del Valle del Mantaro (Huancayo, Saños Chaupi, Pilcomayo, Huancán y Pucará). La inspección se realizó entre mayo y agosto (época semiseca). Se evaluó un total de 114 cuyes (*Cavia*

porcellus) destinados al aprovechamiento. Entre ambos sexos de 90 días a un año de edad. Se evaluaron las vísceras (estómago, intestinos y ciego) y el estiércol recogido directamente del recto de los cobayos y se llevaron las muestras al laboratorio de Parasitología de la FMV-UNMSM. Los parásitos crecidos fueron separados por el método de Travassos; las pruebas de heces fueron investigadas por los métodos de Willis (flotación con arreglo salino empapado) y el procedimiento de sedimentación rápida de Lumbresas. El resultado fue un alto predominio de parásitos gastrointestinales (82,46%) en los cuyes anunciados en la provincia de Huancayo. La frecuencia de los parásitos según las especies fue: *Paraspidodera uncinata* 78,07%, *Trichuris spp.* 26,32%, *Capillaria sp.* 3,51%, *Eimeria caviae* 24,56%, *Entamoeba coli* 3,51% y *Fasciola hepatica* 1,75%. El nivel de enfermedad fue bajo para una gran parte de las cobayos positivos a *Paraspidodera uncinata*, *Trichuris spp.*, *Eimeria caviae*, *Fasciola hepatica* y *Entamoeba coli*, sin que se observaran casos extremos de contaminación. La conexión entre los factores subjetivos (sexo y capa de edad) se evaluó con la prueba de Chi-cuadrado, y no se descubrió ninguna relación ($P > 0,05$). Los resultados demuestran que la enfermedad moderada de *Trichuris spp.*, *Fasciola hepatica* y *Eimeria caviae*, podría repercutir realmente en el malestar, la disminución de la adquisición de peso, el impedimento del desarrollo y la muerte en los casos intensos, lo que claramente aportaría desgracias monetarias al reproductor.

Padilla (2011) en su trabajo de investigación “Incidencia de helmintos gastrointestinales de cuyes (*Cavia porcellus*) en la provincia de Tacna “, realizado durante los meses de septiembre a octubre de 2011, se efectuó el recojo de muestras de 381 cuyes, de los diversos distritos de la provincia de Tacna (Pocollay, Galana, Pachía, Tnctán, Sama, Patea, Tacna, Gregario Atbarracín, Alto de la Alianza, Ciudad Nueva). Fueron procesadas por los métodos cualitativos de flotación para hallar los huevos de los parásitos. La procedencia de las muestras fue clasificada de acuerdo al distrito y al sistema de crianza que se maneja. Se determinó que la incidencia de parásitos gastrointestinales en cuyes de la provincia de Tacna es de 65,35%, se identificaron los siguientes géneros parasitarios: *Eimeria spp* con un 58,27%, *Paraspidodera uncinata* con el 24,15%, *Heterakis gallinae* 10,76%, *Capillaria spp* 5,25%.

Ventura (2010) en Ayacucho se realizó el trabajo de investigación “Presencia de endoparásitos en cuyes de cría de los microcorredores socioeconómicos de Tics y

Tambillo”. Se identificó endoparásitos y carga parasitaria en 175 cuyes de la comunidad de Ticllas y Tambillo, los endoparásitos en cuyes de recría con mayor presencia son *Eimeria caviae* (93.1%) y *Paraspidodera uncinata* (81.1%), también se encontró que en cuyes hembras el 85.7% muestran ser positivas a *Paraspidodera* y 78.1% en machos, 51.4% y 34.3% a *Heterakis*; 21.4% y 21.0% a *Capillaria*, 12.9% y 7.6% a *Trichostrongylus*, 4.3% y 1.0% a *Trichuris*, 97.1% y 90.5% a *Eimeria*, 5.7 % y 1.9% a huevo de *Taenia*; en hembras y machos respectivamente; y 0% de *Fasciola* en ambos sexos.

Becerra (2015) en su investigación “Frecuencia de parásitos gastrointestinales en las unidades productivas de cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza intensiva en el distrito de Moquegua” El resultado de la prevalencia total de los endoparásitos gastrointestinales fue $43.1 \pm 7.67\%$, las especies parasitarias identificadas fueron *Eimeria caviae*, *Paraspidodera uncinata*, *Capillaria sp.*, huevos tipo *strongylus* y *Trichuris sp.*, con prevalencias de $35.6 \pm 7.42\%$; $9.4 \pm 4.52\%$; $6.3 \pm 3.76\%$; $1.9 \pm 2.11\%$ y $1.3 \pm 1.75\%$, respectivamente. En las asociaciones parasitarias, sólo se determinó biparasitismo del $10 \pm 4.65\%$, siendo el de mayor frecuencia *Eimeria caviae* y *Paraspidodera uncinata* con $3.8 \pm 2.96\%$. El método de flotación fue más efectivo que el de sedimentación para la identificación de parasitosis gastrointestinal $51.9 \pm 7.74\%$. El grado y la carga parasitaria fueron leves para la mayoría de las muestras positivas, hallándose algunos casos severos con el método de Mc Master.

1.2. MARCO CONCEPTUAL

1.2.1. Historia

Moreno (1989) citado por Altamirano (2012). Refiere que las pruebas existentes demuestran que el cuy fue domesticado hace 2500 a 3600 años. En nuestro país, así lo demuestran los estudios estratigráficos hechos en el templo del Cerro Sechín (Perú), donde se encontraron abundantes depósitos de excretas de cuy y en el primer periodo de la cultura Paracas denominado Cavernas (250 a 300 A.C.), la población peruana ya se alimentaba con carne de cuy. Para el tercer período de esta cultura (1400 d.C.), casi todas las casas tenían un cuyero (pág. 5).

“Se han extraído restos de cuyes en Ancón, ruinas de Huaycan, Cieneguilla y Mala. Allí se encontraron cráneos más alargados y estrechos que los actuales, siendo además

abovedados y con la articulación naso-frontal irregular semejante al *Cavia aperea*” (Huckinghaus, 1961).

“El hallazgo de pellejos y huesos de cuyes enterrados con restos humanos en las tumbas de América del Sur son una muestra de la existencia y utilización de esta especie en épocas precolombinas. Así mismo, se han encontrado cerámicas, como en los huacos Mochicas y Vicus que muestran la importancia que tenía este animal en la alimentación del antiguo poblador” (Pulgar Vidal, 1952).

1.2.2. Clasificación taxonómica

En la escala zoológica se ubica al cuy dentro de la siguiente clasificación zoológica (Orr, 1966, citado por Moreno, 1989).

Reino : Animal
Sub Reino : Metazoo
Phylum : Cordados
Sub- Phylum : Vertebrados
Clase : Mamifero
Orden : Rodentia
Suborden : Hystricomorpha
Familia : Caviidae
Género : Cavia
Especie : *Cavia porcellus*

1.2.3. Distribución y dispersión actual

Cabrera (1953) citado por Quinteros, (2019) manifestó que el hábitat del cuy es muy extenso. Se han detectado numerosos grupos en Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia, noroeste de Argentina y norte de Chile, distribuidos a lo largo del eje de la cordillera andina. Posiblemente el área que ocupan el Perú y Bolivia fue el hábitat nuclear del género Cavia. Este roedor vive por debajo de los 4 500 metros sobre el nivel del mar, y ocupa regiones de la costa y la selva alta.

El hábitat del cuy silvestre, según la información zoológica, es todavía más extenso. Ha sido registrado desde América Central, el Caribe y las Antillas hasta el sur del Brasil, Uruguay y Paraguay en América del Sur. En Argentina se han reconocido tres especies

que tienen como hábitat la región andina. La especie *Cavia aperea tschudii* se distribuye en los valles interandinos del Perú, Bolivia y noroeste de la Argentina; la *Cavia aperea aperea* tiene una distribución más amplia que va desde el sur del Brasil, Uruguay hasta el noroeste de la Argentina; y la *Cavia porcellus* o *Cavia cobaya*, que incluye la especie domesticada, también se presenta en diversas variedades en Guayana, Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú y Bolivia; Cabrera (citado por Quinteros, 2019).

1.3. EL CUY (*Cavia porcellus*)

Es un mamífero roedor originario de la zona andina de Bolivia, Colombia, Ecuador y Perú. Este animal posee una carne de alto valor alimenticio nutricional que contribuye a la seguridad alimentaria de la población rural de escasos recursos (Chauca, 1997,p. 1).

Chauca (1997) manifestó que en el Perú, país con mayor población y consumo de cuyes, se registra una producción anual de 16,500 toneladas de carne proveniente del beneficio de más de 65 millones de cuyes producidos por una población estable de aproximadamente más o menos 22 millones de animales criados básicamente en sistemas de producción familiar. La distribución de la población de cuyes en el Perú se encuentra en casi la totalidad del territorio, pues, por su capacidad de adaptación a diversas condiciones climáticas, pueden encontrarse tanto en la costa, como en las alturas de 4,500 metros sobre el nivel del mar, y tanto en zonas frías como en cálidas (p.1)

1.3.1. Líneas o tipos de cuyes

Chauca (1995) afirma que en regiones andinas existen 2 tipos de cuyes: el mejorado y el criollo. El nativo (criollo) es un cobayo que es realmente recio por su capacidad de adaptación, no riguroso en cuanto a la naturaleza de su alimentación, que crece bien en un ambiente antagónico. Crianza tecnificada mejora su producción y por ende su rentabilidad; al ser cruzado con líneas precoces adopta una buena conducta productiva. Se cría mayoritariamente en el marco familiar, su productividad es baja y tiene una precocidad reducida. (p.1).

Chauca (1995) hace referencia a que el cuy más desarrollado es el cuy criollo expuesto a una interacción de mejora hereditaria. Es precoz por el impacto a la selección. En el Perú los trabajos sobre el cuy se iniciaron en la década de los 60' con la evaluación de

germoplasma de diferentes 13 ecotipos muestreados a nivel nacional. En 1970, en la estación experimental agropecuaria “La Molina del INIA”, se inició un programa de selección con miras de mejorar el cuy criollo en todo el país. Con los animales seleccionados por su precocidad y prolificidad, se crearon las líneas Perú, Andina e Inti de cuyes mejorados.

1.3.2. Grupos genéticos de cuyes

a) Perú

“Perú es una raza pesada, con desarrollo muscular marcado, es precoz y eficiente convertidor de alimento. El color de su capa es alazán con blanco; puede ser combinada o fajado, por su pelo liso corresponde al Tipo A. Puede o no tener remolino en la cabeza, orejas caídas, ojos negros y dentro de este tipo, puede haber también cuyes de ojos rojos, lo que no es recomendable” (Ataucusi, 2015).

• Características

- ✓ Fertilidad promedio 95%
- ✓ Tamaño de camada (1er parto) 2.22 crías
- ✓ Tamaño de camada (promedio de 4 partos) 2.61 crías
- ✓ Empadre parto 108 días
- ✓ Periodo de gestación 68 días
- ✓ Gestación post parto 54.55%

• Parámetros productivos

- ✓ Peso vivo al nacimiento 176 gr.
- ✓ Peso vivo al destete 326 gr (tres semanas de edad).
- ✓ Peso vivo a las 8 semanas machos 1.041 gr.
- ✓ Conversión alimenticia 3.03
- ✓ Edad al empadre hembras 56 días
- ✓ Edad al empadre machos 84 días%
- ✓ Rendimiento de carcasa 73%
- ✓ Índice productivo (i.p.): 0.85



Figura 1.1. Ejemplar Perú

Fuente: Memoria anual, 2015 INIA.

b) Inti

“Inti se caracteriza por poseer un pelaje lacio y corto, además de presentar color bayo (amarillo) en todo el cuerpo o combinado con blanco. Posee una forma redondeada. Es la raza que mejor se adapta, logrando los más altos índices de sobrevivencia. A las diez semanas alcanza los 800 g, con una prolificidad de 3.2 crías por parto. Es intermedia entre el Perú y la Andina; es un animal prolífico y fácilmente se adapta a los diferentes pisos altitudinales” (Ataucusi, 2015).

• **Características**

- ✓ Fertilidad promedio 96%
- ✓ Tamaño de camada (1er parto) 2.53 crías
- ✓ Tamaño de camada (promedio por parto) 2.91 crías
- ✓ Intervalo entre partos 74 días
- ✓ N° de partos por año 3.5
- ✓ Empadre parto 100 días
- ✓ Periodo de gestación 68 días
- ✓ Gestación post parto 59.75%



Figura 1.2. Ejemplar Inti

Fuente: Memoria anual, 2015 INIA.

c) **Andina**

Ataucusi (2015) afirma que la raza Andina se caracteriza por su alta prolificidad y alta incidencia de gestación post parto. Se adapta a los ecosistemas de costa, sierra y selva alta desde el nivel del mar hasta los 3500 metros sobre el nivel del mar. En los galpones donde la temperatura supera los 28 °C se presentan problemas reproductivos.

• **Características**

- ✓ Fertilidad promedio 98%
- ✓ Tamaño de camada (1er parto) 2.9 crías
- ✓ Tamaño de camada (promedio por parto) 3.2 crías
- ✓ Periodo de gestación 67 días
- ✓ Gestación post parto 76.50%

• **Parámetros productivos**

- ✓ Peso vivo al nacimiento 115 gr.%
- ✓ Peso vivo al destete 202 gr.
- ✓ Edad al empadre hembras 75 días
- ✓ Edad al empadre machos 84 días
- ✓ Rendimiento de carcasa 70.3%

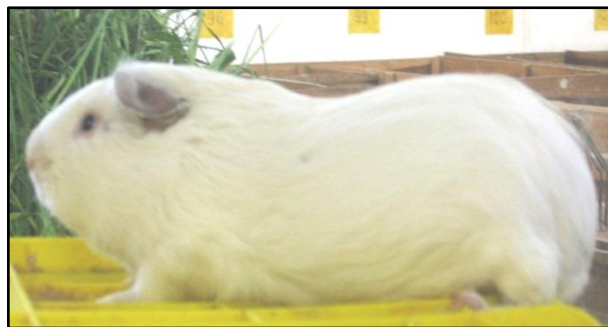


Figura 1.3. Ejemplar Andina

Fuente: Memoria anual, 2015 INIA.

d) **Grupo genético nativo**

Los cuyes nativos constituyen la población predominante. Los animales se caracterizan por ser pequeños, rústicos, poco exigentes en calidad del alimento; se desarrollan bien bajo condiciones adversas de clima y alimentación. Criado técnicamente mejora su productividad; la separación por clases mediante el sistema de pozas permite triplicar su

producción, logrando un mayor número de crías (Higaonna *et al.*, 1989).referido por Lema (2016).

- **Conservación de germoplasma de cuyes en la región Ayacucho**

La EEA Canaán a través del PNI Animales Menores ha caracterizado once ecotipos de cuyes colectados en cinco provincias de los cuales se conservan tres ecotipos sobresalientes: Ayacucho, Quinua y Vilcashuamán.



Figura 1.4. Ejemplares nativos

Fuente: Memoria anual, 2015 INIA

Tabla 1.1. Parámetros productivos y reproductivos de cuyes nativos

Ecotipos	Peso nacimiento (g)	Peso destete (g)	Peso 13 semanas (g)	Tamaño camada	Incremento peso diario (g)
Ayacucho	94.51	152.22	521.55	2.21	4.86
Quinua	95.9	161.89	538.73	2.44	4.96
Vilcas Huamán	93.07	154.71	503.51	2.04	4.59

Fuente: PNI animales menores INIA-2008.

e) Grupo genético Wari

Animal rústico y de alto índice de sobrevivencia de crías (91,74%). Proviene de la colección de tres ecotipos de cuyes (Ayacucho, Quinua y Vilcashuamán) y el cruzamiento con la raza Perú. A las 13 semanas llega a pesar 710 gr. y su tamaño de camada es de 2,58 crías por parto. Ideal para comunidades alto andinas hasta los 3600 m. de altitud.



Figura 1.5. Ejemplar Wari

Fuente: Memoria anual, 2015 INIA.

f) Grupo genético Quishka

Animal tipo IV color blanco, cuya característica principal es su velocidad de crecimiento y sobrevivencia de crías (90%). Proviene de cruces de cuyes tipo IV nativos y cuyes Merino costeño por Inti. A las 12 semanas llega a pesar 963 gr. de peso vivo y el promedio de tamaño de camada es de 2,7 crías por parto. Muy apreciado por la calidad de su carne.



Figura 1.6. Ejemplar Quishka

Fuente: Memoria anual, 2015 INIA.

1.4. ENDOPARÁSITOS DE CUYES

Protozoarios

1.4.1. *Eimeria caviae*

a) Morfología

Taylor (2007) afirma que *Eimeria caviae* es el único individuo del género que se encuentra en los cuyes. Los ooquistes son curvos o subredondeados, con un divisor liso, de color marrón, sin micrópilo ni gránulo polar, sin embargo con una acumulación. Miden 17,6-24,2 μm de largo por 12,1-19,8 μm de ancho, como anuncia" (Flynn 2007),

"Cada ooquiste contiene 4 esporocistos de 11 μm a 13 μm de largo por 6 μm a 7 μm de ancho. Cada esporocisto contiene 2 esporozoítos".

b) Hospedero

Flynn (2007) hace referencia a que *Eimeria caviae* se ha contabilizado en cobayos caseras y salvajes a nivel mundial. Con una prevalencia al 100% en asentamientos de laboratorio, en cualquier caso, el predominio de este parásito ha sido extraordinariamente disminuido.

c) Ciclo biológico

Urquhart (2001) afirma que el ciclo de existencia incorpora tanto el incremento sexual como el agámico. La disposición sexual se cierra con el desarrollo de ooquistes, que se descargan en los excrementos, y el avance de 8 entidades orgánicas contaminantes en cada uno de estos ooquistes, los esporozoítos. El ciclo se divide en tres etapas: esporulación, contaminación y esquizogonía, y por último, gametogonía y desarrollo de ooquistes.

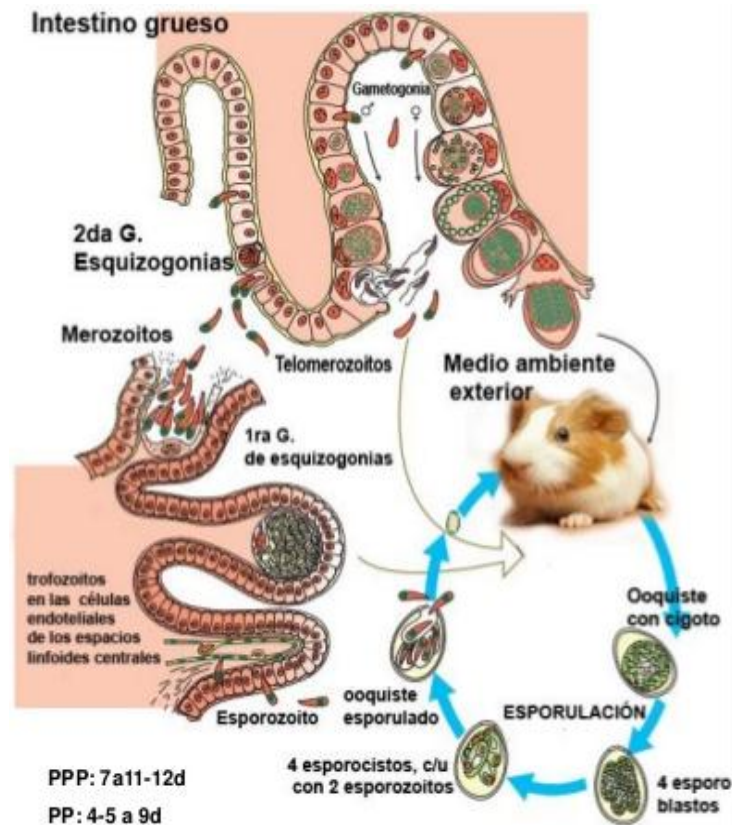


Figura 1.7. Ciclo biológico de *Eimeria caviae*

Fuente: Ciclo biológico de *Eimeria caviae* en Cobayos (*Cavia porcellus* adaptado de Bowman 2009.)

d) Patogénesis

Baker (2003) menciona que las lesiones vistas en la necropsia en enfermedades extremas; incorporan hiperemia, edema, hemorragias petequiales en la mucosa, placas blancas o amarillas en el colon y, dependiendo de la gravedad, en el ciego. La sustancia intestinal del colon puede ser acuosa y pútrida, a pesar de que puede no estar disponible. Infinitamente, se comprueba hiperplasia de la mucosa colónica, degeneración y descamación del epitelio, dilatación quística de las fosas de Lieberkühn, y puede producirse penetración neutrofílica y linfocítica de la lámina propia. Hay estadios formativos en células epiteliales sin defectos y libres en el lumen. También se han registrado casos de hepatomegalia con putrefacciones centrales que contienen ooquistes. Al igual que en el caso de las contaminaciones por *Eimeria* en diferentes animales, la invulnerabilidad intercalada es esencialmente celular.

e) Síntomas

Baker (2003) alude a que los síntomas son en general inexistentes, excepto si la enfermedad es grave, lo que suele faltar en cobayas adultas. La infección clínica es más normal en los cuyes jóvenes y en aquellas con falta de vitamina C, y cuando está presente, regularmente ocurre como brotes peligrosos posteriores al parto. Además, algunos han anunciado una variedad ocasional en la incidencia de la enfermedad y las tasas de mortalidad, con los dos límites ascendiendo en la primavera. Al igual que con otras enfermedades entéricas coccidiales, la flacidez intestinal es uno de los principales signos clínicos que se observan, la anorexia, la postura encorvada, la reducción de peso, el pelo áspero son generalmente presentes también y de vez en cuando la muerte. Estos signos clínicos suelen comenzar alrededor de 11 días después del contagio y desaparecen en siete días. No obstante, en los casos graves, pueden observarse deposiciones sueltas mucoides con vetas de sangrado que pueden provocar un fallecimiento abrupto sin la aparición de signos clínicos.

Bowman (2004) hace referencia a que ocasionalmente la coccidiosis extrema y sorprendentemente mortal ocurre durante las primeras fases agámicas de la enfermedad, antes de que los ooquistes hayan tenido la oportunidad de crearse. En estos casos la infección se manifiesta, pero los ooquistes aún no han empezado a aparecer en los excrementos. La defecación constante es el indicio fundamental de la coccidiosis, que conlleva la aniquilación del epitelio intestinal provocada, por tanto, por los enjambres

de microorganismos en aumento. Las corridas tienen numerosas causas y la coccidiosis es sólo una de ellas, por lo que el hallazgo de la coccidiosis es siempre dudoso para cada situación. Por lo tanto, la cantidad de aflojamiento de los intestinos además de la llegada de ooquistes no significa generalmente coccidiosis.

f) Epidemiología

Baker (2003) refiere que la *Eimeria caviae*, fue reconocida como una razón de desmán muy cerca de 100 años antes. Este parásito es un coccidio corriente con un ciclo de vida natural.

Taylor (2007) menciona que la congestión y la ausencia de una buena desinfección adelantan la propagación de la coccidiosis. Las instalaciones de reproducción y los focos de salvamento son posibles fuentes de contaminación. Las grandes cantidades de cobayas están, en su mayoría, a salvo de la enfermedad, pero la presencia de ooquistes en el clima conduce a la enfermedad en cuyes jóvenes que no fueron expuestas mucho antes. "Siendo estas cuyes más vulnerables, básicamente posterior al destete (en algún lugar en un rango de 15 y 30 días de edad suficiente)" (Florian, 2004). "Las cuyes que se recuperan de la enfermedad o las que han soportado una enfermedad moderada permanecen como transportadoras y son un foco duradero de contaminación" (Chauca, 1997).

Gallego (2007) especifica que los rayos orientados al sol, en particular la radiación UV, tienen una actividad mortífera sobre los ooquistes de coccidios, que es más intensa sobre los que aún no existen que sobre los que efectivamente se han desarrollado y contienen las estructuras metacíclicas (esporozoitos) del protozoo.

Bowman (2004) referido por Vargas (2013) muestra que es normal que la contaminación coccidial sea "autorrestringida", lo que infiere que el número de habitantes en los microorganismos contaminantes se desarrolla hasta el límite máximo, posteriormente se desvanece de forma bastante inesperada hasta desaparecer, o hasta un nivel tan bajo que el huésped expone resistencia. Pequeñas cantidades de ooquistes pueden seguir siendo vertidas en los excrementos durante bastante tiempo o meses, pero en cualquier caso la enfermedad permanece inaparente. En el caso de que el huésped moderadamente inmune se presente a varias especies de coccidios, se repetirá un

ejemplo similar. Posteriormente, la insusceptibilidad a la contaminación coccidial será en general profundamente explícita y sensiblemente defensiva, aunque fragmentada. Unos pocos animales arrojarán ooquistes durante bastante tiempo o años, independientemente de que parezcan sólidos; se trata de animales cuya invulnerabilidad defensiva es adecuada para restringir la contaminación, pero no para evitarla cuando hay un contacto constante (p. 14).

g) Diagnóstico

Bowman (2004) indica que el diagnóstico antemortem de la infección por coccidios, se basa en la identificación de los ooquistes en las heces del hospedador. Normalmente basta con la especificidad del hospedador y la forma del ooquiste para identificar la especie, pero en ocasiones puede ser necesario recurrir a la micrometría y esporulación de los ooquistes para distinguir unas especies concretas.

h) Tratamiento y control

Bowman (2004) referido por Vargas (2013) alude a que las enfermedades pueden ser disminuidas a través de una adecuada desinfección, la coccidiosis es la consecuencia de una contaminación facultativa o la colaboración de grados moderados de enfermedad y estrés. El enfoque más ideal para modificar el grado de contaminación ecológica de los ooquistes es eliminar todas las deyecciones y limpiar todas las superficies por más que se pueda esperar, idealmente entre apareamientos, no poner un número tan grande de animales por poza o confinamiento, y cuando se destete, hacerlo en pozas limpias, higienizados y calzados (p.13).

"No hay ningún desinfectante sólido y viable. El mejor método para eliminar los ooquistes es el secado y la luz directa del día. La dosificación de medicamentos coccidiostáticos, por ejemplo, Sulfadimethoxin (25-50mg/kg a intervalos regulares durante 10 a 14 días) y Sulfamethazine usados eficazmente para controlar las enfermedades" (Flynn, 2007).

"La utilización de Sulfaquinoxalin en medidas de 40 ml por cada galón de agua, salpicada en el forraje o en los bebederos durante varias semanas han adquirido igualmente grandes resultados" (Florian, 2004).

"Independientemente de la prescripción, las cuyes jóvenes indefensas durante la etapa de contacto permiten que la contaminación y la insusceptibilidad crezcan, sin embargo restringirán dicha enfermedad lo suficiente como para acortar el cuadro clínico" (Bowman, 2004).

1.4.2. *Giardia caviae*

a) Morfología

Giardia caviae es bilateralmente simétrica con un cuerpo piriforme (cuerpo en forma de pera) a elipsoidal. El lado dorsal es convexo, mientras que la superficie ventral es un disco de succión cóncavo. *Giardia Caviae* tiene dos núcleos vesiculares anteriores con nucléolos grandes, dos barras esbeltas o axostyles, cuatro pares de flagelos, y un par de largos cuerpos que se tiñen oscuramente. Los trofozoítos son 8,0 - 15,0 por 6,5 - 1,0 um y se dividen por división bilateral (Wagner, 1976).

Casartelli *et al.*, (2007). Mencina que la *Giardia caviae* es un parásito flagelado del intestino delgado que se adhiere a la superficie del epitelio y causa enteritis acompañada de alteraciones enzimáticas, histológicas y ultra estructurales en el intestino delgado.

Los cobayos se infectan ingiriendo quistes infectivos que contienen dos trofozoitos en las heces de cobayos infectados o de otros animales domésticos a través de una ventosa. Los trofozoitos tienen una forma característica de lágrima y contienen dos núcleos de cada célula. Rápidamente se multiplican en la mucosa del intestino delgado y forman quistes infectivos antes de que se eliminen por vía cecal. La infección con *Giardia caviae* puede o no producir diarrea por mala absorción intestinal. La histopatología revela inflamación del intestino, así como agrandamiento quístico de las criptas del duodeno y yeyuno.

b) Hospedero

Humanos, primates, bovinos, caninos, felinos, roedores, etc.

c) Ciclo biológico

Es de ciclo directo el trofozoito es el estadio activo y de reproducción (fisión binaria). Luego de desenquistarse se localiza en el intestino delgado, adherido a las células mediante su ventosa o disco ventral. Rápidamente se divide para formar una población de trofozoitos. Si el flujo intestinal es rápido, se pueden encontrar en las heces.

Sin embargo, sí disponen de tiempo, desarrollaran el quiste esta es la forma inactiva, de resistencia de difusión del parasito; por lo tanto, es la forma que en mayor frecuencia se diagnosticaran en las heces y al mismo tiempo la forma infectiva para los hospederos. Tienen mayor capacidad de sobrevivencia ambiental que los trofozoitos, que son más frágiles (Rojas, 2004).

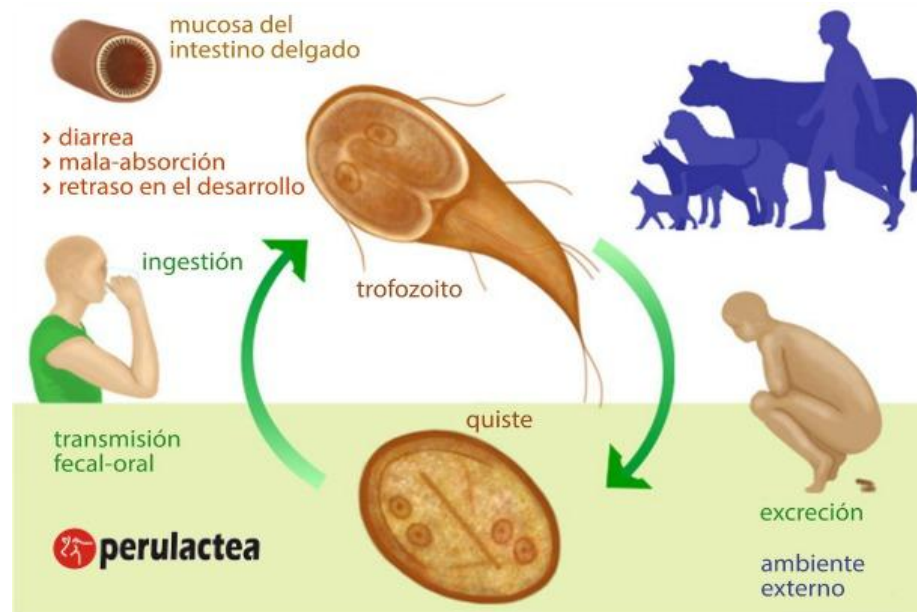


Figura 1.8. Ciclo biológico de *Giardia*

Fuente: Perulactea.

d) Fisiopatología

La giardiasis se asocia con una amplia gama de signos clínicos y su severidad varía desde asintomática hasta la presencia de una severa enfermedad gastrointestinal y alérgica. El estado inmunológico del huésped parece influenciar su susceptibilidad a la infección y la severidad de los signos clínicos. La giardiasis se percibe bajo 2 formas: de enfermedad o cuadro clínico y de infección (asintomática o crónica).

Enfermedad se presenta mayormente en animales lactantes, ocasionando diarrea y pérdida de peso, atribuible al síndrome de la mala absorción, cuyo mecanismo radicaría en la presencia misma del parásito y las toxinas producida por los trofozoitos. La infección causa un acortamiento difuso de las microvellosidades de los enterocitos y esto a su vez inhibe la actividad enzimática y el transporte de nutrientes a través de dichas microvellosidades. En alrededor de 6 meses, remite espontáneamente y pasa estado crónico.

Infección presente mayormente en adultos, sin sintomatología evidente, sin tratamiento esta condición puede continuar, bien crónicamente o con intermitencias clínicas por semanas o meses (Rojas, 2004).

- **Patogénesis y lesiones**

Aplica actividad sobre la mucosa del pequeño tracto digestivo a través de sus elementos de descarga y vertido, provocando un impacto venenoso sobre la mucosa del duodeno, yeyuno e íleon.

Las lesiones que provoca son irritación catarral con deficiencia de tono del divisor intestinal, desde el duodeno hasta el íleon. La sustancia cecal es líquida y las amígdalas cecales están coprocesadas.

- e) **Diagnóstico**

Casartelli et al., (2007) muestra que el análisis depende de la prueba reconocible de los trofozoitos en las pruebas directas de aflojamiento de los intestinos. Las úlceras pueden ser reconocidas utilizando el arreglo de flotación de sulfato de zinc densidades de 1.18, el estudio histopatológico es adicionalmente exitoso.

- f) **Tratamiento**

Fremont (2007) especifica que la Giardia en cuyes puede ser tratada con Fenbendazol 20 mg/kg cada 24 h durante 5 días PO o Metronidazol 20-40 mg/kg cada 12 h PO. Los granos de Giardia pueden inactivarse con Lysol (2 a 5%), Sterinol (1%) o hipoclorito de sodio (1%).

Nemátodos

1.4.3. *Trichostrongylus sp*

- a) **Morfología**

“Las especies de *Trichostrongylus* están extensamente distribuidas en todo el mundo Hay tres especies de importancia en los animales domésticos, *Trichostrongylus axei* parasita abomaso o estómago, *Trichostrongylus colubriformis* y *Trichostrongylus vitrinus* ambos parasitan intestino delgado” (Johnstone, 1998).

Nematodos parasitarios de 5-8mm, posee en esófago claviforme y espículas cortas, gruesas y retorcidas, son los miembros más pequeños de la familia Trichostrongylidae.

Debido a que son delgados y se extienden 10 mm o menos de largo es muy difícil verlos sin microscopio. Las hembras tienen un extremo posterior acentuado y no poseen una prominencia vulvar, los machos son fácilmente identificados por sus espículas.

b) **Hospedero:** bovinos, ovinos, caprinos, caballos, burros, cerdos, cuyes, conejos.

c) **Ciclo biológico**

Los *Trichostrongylus* son de ciclo directo, la tercera fase larvaria es la forma infectante (Bowman, 2011). Estos son eliminados al exterior por medio de la excreción en las fecas. Cuando las condiciones ambientales son favorables emerge la L1 a la vegetación, este puede sobrevivir en la vegetación hasta 6 meses. Van mudando su cutícula una vez en cada estado larvario (L1-L2-L3-L4). “A la vez que se alimentan en la vegetación; L3 es ingerido por el animal y se aloja en la mucosa intestinal o estómago para completar su desarrollo a adulto (L4) y volver a depositar huevos que nuevamente serán eliminados al exterior del animal a través de las heces. El periodo de prepatencia es de unas 3 semanas “(Junquera, 2014).

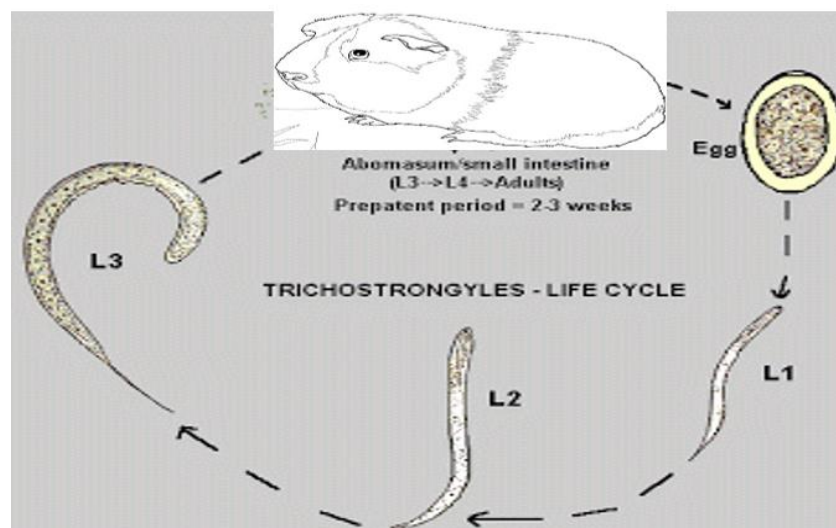


Figura 1.9. Ciclo biológico de *Trichostrongylus sp*

Las especies de *Trichostrongylus* tienen un ciclo vital directo. Tras abandonar el hospedador a través de las heces, los huevos eclosionan en el entorno y dan lugar a larvas infectivas en unos 5 días si hace calor, pero necesitan bastante más tiempo si hace frío. Estas larvas infectivas pueden sobrevivir hasta 6 meses en los pastos. Tras ser ingeridas por el hospedador final al pastar, las larvas llevan al intestino delgado, se

entierran en las criptas de la mucosa y completan su desarrollo a adultos (Urquhart, 2001)

“Las larvas infectivas de *T. axei* son notablemente resistentes a condiciones ambientales adversas y pueden sobrevivir el invierno. Una vez en el cuajar del hospedador penetran en la mucosa y completan su desarrollo a adultos” (Urquhart, 2001)

d) Patogenia

“La L3 desenvainadas penetran entre las glándulas gástricas, en el caso de *T. axei*, la emergencia subsiguiente de los adultos inmaduros 10-12 días más tarde, causa erosiones en la superficie de la mucosa. En el duodeno las vellosidades están alteradas y su desarrollo interrumpido, reduciendo la superficie intestinal disponible para la absorción. En el estómago específicamente en el abomaso, las lesiones nodulares que contienen parásitos en desarrollo pueden ser observadas” (Urquhart.2001).

“El estómago y el intestino son los órganos parasitados Los animales jóvenes son los más susceptibles a la infección. Pueden destruir el revestimiento del estómago con secuelas como diarreas inapetencia, etc. Las diarreas son oscuras por su alto contenido de sangre” (Urquhart.2001).

e) Síntomas

“Como otros helmintos del intestino delgado, *Trichostrongylus* daña la mucosa intestinal o estomacal (en el caso de *T. axei*) de los hospedadores lo que puede provocar enteritis o gastritis, diarrea o estreñimiento, debilitación general y pérdida de apetito y peso que pueden ser agudos si la infección es masiva y se desarrolla en un tiempo breve. Puede haber fatalidades en animales jóvenes fuertemente infectados” (Urquhart, 2001).

f) Diagnóstico

Análisis coproparasitológico, El diagnóstico de las infecciones de *Trichostrongylus sp.* es difícil de determinar, pues se asemejan mucho a otras especies próximas. Los síntomas clínicos más comunes son diarrea (a veces mucosa, líquida o sangrienta), estreñimiento, debilitación, inapetencia y a veces también anemia. La detección de huevos típicos en las heces confirma el diagnóstico. La identificación de la especie exige el examen post-mortem de los gusanos adultos.

g) Tratamiento

“Los Benzimidazoles (Albendazol, Febendazol, Oxfendazol, etc.), Levamisol y las Tetrahidropirimidinas (Pirantel y Morante) controlan los parásitos adultos de estos nematodos, pero no necesariamente los estadios inmaduros “(Urquhart, 2001).

1.4.4. *Trichuris spp*

a) Morfología

Quiroz (1994) citado por Vargas (2013) indica que los miembros del genero *Trichuris* se caracterizan morfológicamente por tener el cuerpo dividido en dos porciones, una anterior muy delgada y otra posterior gruesa .El extremo posterior del macho esta enrollado, posee solo una espícula, rodeada por una bolsa prepucial que se evagina cuando se retrae; la superficie externa puede o no estar cubierta de espinas .El extremo posterior de la hembra está ligeramente curvado, la vulva se encuentra localizada cerca de la unión entre las dos porciones del cuerpo .Los huevos tienen cubierta de color café y dos opérculos en sus polos

Urquhart (2001) afirma que los huevos tienen forma de limón con un notable encaje en cada extremo; en los excrementos estos huevos son amarillos o marrones, y se calcula que miden unos 64,8-71,4x28,2-54,5u. *Trichuris gracilis* mide 85x40.

b) Hospedero

Bovinos, ovinos, caprinos, cerdos, conejos, cuyes conejos, perros y gatos.

c) Ciclo biológico

Quiroz (1994). Demuestra que los huevos nacen con el estiércol bajo condiciones ideales la larva al interior del huevo. La temperatura ideal está en el rango de 52 y 28°C, a condiciones adecuadas de humedad y el oxígeno. A 33°C las larvas crecen en 18 días y se mantienen factibles durante más de 12 meses.

Quiroz (1994) hace referencia a que la invasión ocurre por vía oral, la larva se desarrolla en el tracto digestivo, ingresando al ciego aproximadamente en un par de días, luego, en ese momento vuelve al lumen para llegar al desarrollo sexual. El tiempo de prepatencia de *T. ovis* es de 36 días, el de *T. suis* es de 40-44 días y el de *T. vulpis* es de 75-85 días. El periodo de patente es de 9-16 meses.

Los periodos de prepatencia son diferentes para cada especie y oscilan entre 50 y 90 días (Soulsby, 1987).

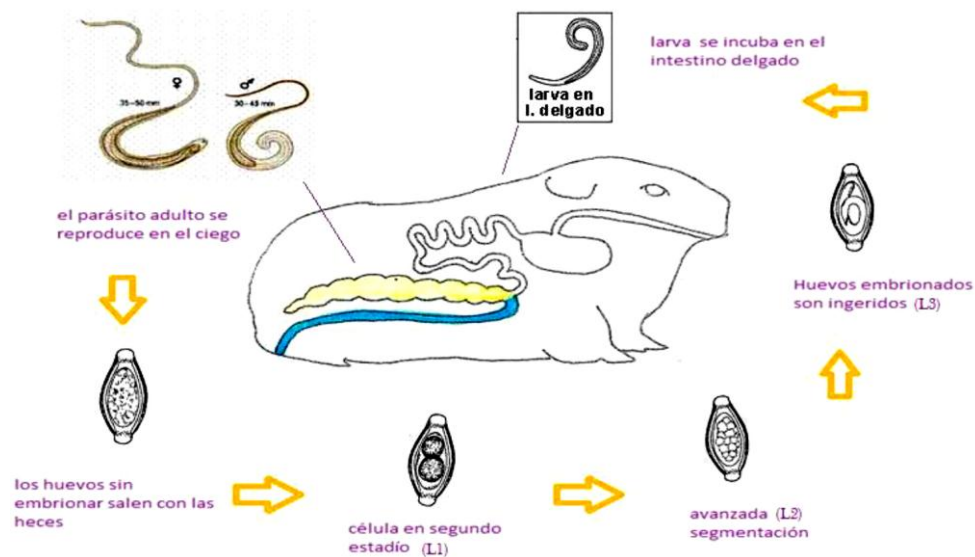


Figura 1.10. Ciclo biológico de *Trichuris spp*

Fuente: Sánchez J. 2013

d) Patogénesis

Quiroz (1994) menciona que la actividad patógena se inicia cuando las crías ingresan a las paredes del ciego y del colon durante el tiempo de 4-9 días, aplicando una actividad traumática por rotura de la mucosa y submucosa; la actividad mecánica se aplica por presión y la actividad obstructiva sobre los tejidos y células adyacentes. La actividad expolítica y hematófaga. La larva se desarrolla rápidamente y al cabo de un par de días abandona la masa del tubo digestivo para llegar a desarrollarse en el lumen.

Quiroz (1994) afirma que el parásito crecido aplica una actividad traumática al entrar en el divisor intestinal, la parte más débil o delantera del parásito se implanta en el divisor intestinal aplicando una actividad mecánica de congestión y presión. El parásito se beneficia del exudado tisular y de la sangre. El nivel de patogenicidad es superior en *T. suis* y *T. vulpis* que en las especies de rumiantes.

e) Síntomas

Quiroz (1994) menciona que la disposición de un número enorme de gusanos se manifiesta por debilidad, anorexia, deposiciones blandas con líquido corporal y sangre, disminución comprobada del desarrollo y de vez en cuando el deceso. En las

infecciones moderadas, la diarreas son persistentes, con disminución del aumento de peso y palidez de tipo medio.

Quiroz (1994) afirma que las larvas irritan la mucosa, y los adultos penetran en la pared del ciego con sus finos extremos para alimentarse de sangre. El daño es relativamente leve y sin síntomas, salvo en caso de infecciones masivas (más de 500 adultos por animal). En este caso, puede darse enteritis, ulceración e incluso hemorragia intestinal. También puede haber trastorno de la absorción de fluidos.

Soulsby (1987) menciona que las infecciones masivas pueden causar diarrea acuosa o sangrienta, colitis, pérdida progresiva de peso, anemia y a veces edema. La detección en las heces de los típicos huevos en forma típica de tonel confirma el diagnóstico. También pueden hallarse algunos parásitos en las heces.

f) Epidemiología

El origen de la invasión en los poligástricos es muy diverso, ya que a pesar de las 3 especies domésticas (*T. ovis*, *T. suis*, *T. vulpis*) intervienen rumiantes, domésticos y silvestres. La especie de perros es común en carnívoros silvestres tales como coyotes, lobos y zorros. En el caso del cerdo se señala que el pecarí actúa como huésped de *T. suis* y la susceptibilidad del hombre parece no haberse demostrado (Baiza, 2014).

Los huevos son excepcionalmente impermeables a condiciones medioambientales, con un nivel específico de humedad, se mantienen viables hasta los cinco años. Los rayos solares los destruyen en un breve lapso de tiempo (Baiza, 2014).

g) Diagnóstico

Análisis coproparasitológico.

h) Tratamiento

Se emplean algunas mezclas contra la fase adulta de *Trichuris* en diversas especies. El Dichlorvos tiene un impacto del 90-100% en porciones de 40mg/kg, el Levamisol es 70-80% potente. Mebendazol en caninos en porciones de 20mg/kg. El Tartaorato de Morantel en porciones de 2,5-10mg/kg (Quiroz, 1994) referido por Baiza (2014).

Soulsby (1987) menciona que la mayoría de los Benzimidazoles como el (Albendazol, Fenbendazol, Febantel) y la mayoría de los Endectocidas- Abamectina, Doramectina, Ivermectina, Moxidectina son eficaces contra estos helmintos en el ganado.

1.4.5. *Paraspidodera uncinata*

a) Etiología

Soulsby (1987) afirma que la *Paraspidodera uncinata*, se presenta en el intestino grueso del conejo de indias en todo el mundo y en el acutí en América del Sur.

b) Morfología

Soulsby (1987) afirma que los machos miden de 11 a 22mm. de longitud; además poseen una ventosa y dos espículas de igual medida craneal al ano, las hembras miden de 16 a 27mm, la vulva esta anterior de la mitad de su cuerpo, la larva mide 2.0-5.2 (3.53) mm de largo y 70-130 (98.4) mm de ancho). Son de color gris rojizo o amarillento, cilíndricos, afinados en ambos extremos.

“Los huevos de *Paraspidodera uncinata* presentan forma elipsoidal se pueden identificar en muestras fecales”. (Flynn ,2007). “otras investigadores refieren que el tamaño de los huevos es de 43u x 31u y otros informes de 60-73x47-53u” (Coman, 2009).

c) Hospedero

Cuyes silvestres y domésticos, conejos, roedores.

d) Ciclo biológico

“Los huevos producidos por las hembras se eliminan en las heces y se hacen infectivos después de 3-5 a 9 días si se mantienen a temperaturas de 22 a 24 ° C, cuando son ingeridos ellos migran hacia la mucosa del ciego y el colon, allí maduran cerca de 45 a 65 días” “Las infecciones pudieron ser establecidas experimentalmente en cobayos, mediante la administración oral de huevos embrionado, por lo tanto, se ha supuesto que la transmisión es a través de esta fuente. El Periodo prepatente es de 37 a 66 días y el período patente es de 12 a 39 días “(Flynn, 2007).

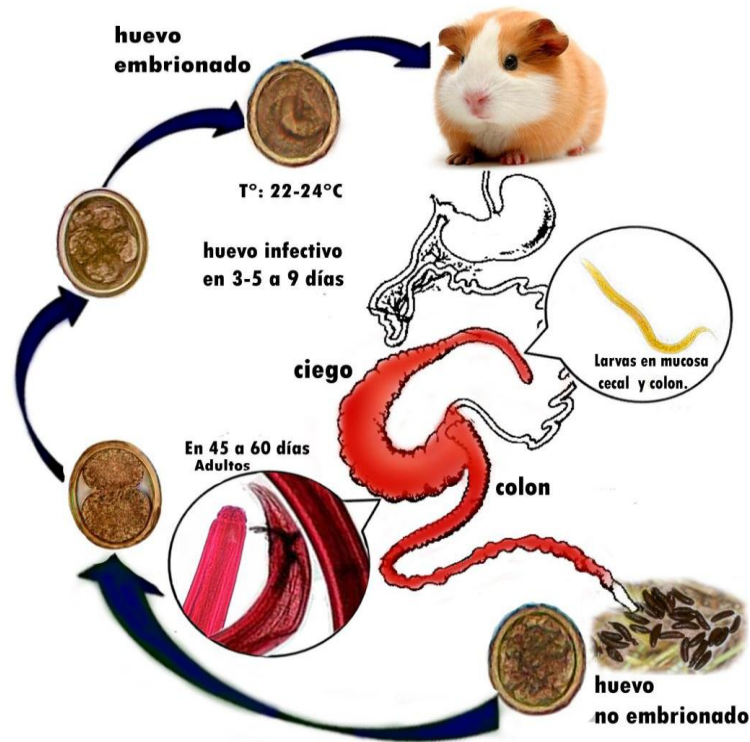


Figura 1.11. Ciclo biológico de *Paraspidodera uncinata*

Fuente: Adaptado de Dean et al,2007; Taylor,2007; Flynn, 2007

e) Patogenia

Taylor (2007) menciona que los cuyes se contagian al ser alimentados con pastos contaminados con huevos. La migración del parásito se produce en la mucosa de los intestinos hacia la capa muscular allí maduran cerca de 45 a 65 días. Las hembras adultas penetran a nivel del ciego y colon, producen huevos que son dejados por el hospedero en las heces.

El estudio histológico del ciego muestra una estasis capilar en la submucosa y hemorragia. Este parásito rara vez produce enfermedad clínica. Pero parece influir en el bajo peso vivo de los animales. También se ha observado enteritis en animales jóvenes.

f) Síntomas

Diarrea, pérdida de peso, anemia, meteorismo.

g) Diagnóstico

Análisis coproparasitológico

h) Tratamiento

Leguía (1993).afirma que los cobayos infectados con *Paraspidodera uncinata* se pueden tratar con la administración de 1 gr. de Fenotiacina por 20 gr. de melaza en alimento para cobayos. Evitar la exposición de cobayos sanos a las heces de cobayos infectados y mantener un entorno higiénico es la mejor manera de controlar las parasitosis. También se puede tratar Albendazol, Mebendazol.

Ascáride

1.4.6. *Toxocara canis*

a) Morfología

El macho tiene un diámetro de 4 a 10 cm por 2 a 2,5 mm y la hembra de 5 a 18 cm de largo por 2,5 a 3 mm. Tiene 3 labios, en la parte frontal, tiene francos cervicales que le dan una apariencia de una flecha puntiaguda. En la terminación posterior del macho existen 20 a 30 papilas preanales, 5 papilas postanales y un estrechamiento terminal como aditamento. Los huevos son subsféricos, tienen una cáscara gruesa finamente granulada y miden de 85 a 95 por 75 a 90 micras (Quiroz, 1994; Soulsby, 1987) referido por Baiza (2014, p.6).

b) Hospederos

Perros, zorros, lobos y coyotes, gatos, humano.

c) Ciclo biológico

Los huevos de *Toxocara canis* nacen con el estiércol y se dispersa bajo estados ideales de T°, H° y oxígeno, la posterior eclosión o pervasión se crea dentro del huevo en 3,5 a 5 días a 30°C o 9 a 11 días a 24°C o a 37°C, y desaparece antes de llegar a la etapa infectiva. Los caninos se contaminan al ingerir los huevos el 2da fase larval; éstas se incuban en el tracto digestivo y se infiltran en el muro intestinal; el movimiento posterior está controlado por la edad, el sexo, el estado regenerativo y las pervasiones anteriores. En los perros jóvenes de menos de 90 días las larvas pasan por el curso linfático o sanguíneo, por los ganglios linfáticos o por el hígado, proceden al corazón y a los pulmones, una gran parte de ellas pasan por los bronquios, la tráquea, la faringe y se desglutinan. El desprendimiento del tercer estadio larvario se produce en el pulmón, la tráquea y la garganta. En el tracto digestivo se produce la siguiente muda, que da lugar a la cuarta eclosión, se desarrolla y se reproduce a la 4 a 5 semanas después los

huevos salen en la defecación (Quiroz, 1994; Soulsby, 1987) referido por Baiza (2014, p.6).

Las larvas de *Toxocara canis* están equipadas para penetrar en los convidados incidentales como roedores, ratones, cobayas, liebres, ovejas, cabras, bueyes, pollos, palomas, cerdos y el hombre, donde se desarrolla la larva *migrans visceral*. Esta carga de huéspedes actúa como portador. La resistencia de las larvas somáticas se alarga durante bastante tiempo (3 a medio año o más) (Quiroz, 1994; Soulsby, 1987) referido por Baiza (2014, p.6).

Quiroz (1994) referido por Baiza (2014) muestra que cuando los cánidos y zorros consumen tejidos que contengan la 2da larva, ésta sale del tracto digestivo y llega a la etapa adulta. La exclusión de los huevos se produce en un mes. (p.6).

Huevos embrionados infectantes con larvas L3 en su interior, infectantes tanto para hospederos definitivos (canidos, félicos) y paratenicos (humano, ganado, roedores, entre otros (Macpherson, 2013).

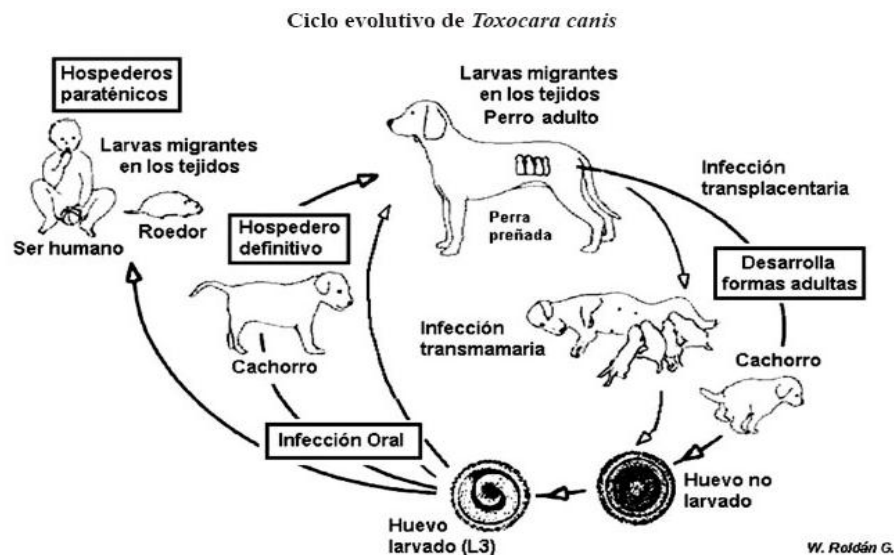


Figura 1.12. Ciclo biológico de *Toxocara canis*

Fuente: W. Roldán G.

d) Patogenia

Quiroz (1994) menciona que la migración larvaria se produce por diversos tejidos, las larvas aplican una actividad traumática en el tránsito, por varios tejidos, por ejemplo,

muro intestinal, parénquima hepático y parénquima respiratorio, estallido de vasos sanguíneos y alvéolos. En igual, aplican actividad expolítica que para esta situación es hematófaga e histófaga y de líquidos tisulares. Asociado a esto, la actividad mecánica se bloquea, dependiendo de la cantidad a nivel neumónico y hepático. La eliminación de líquidos corporales, fluidos corporales, descargas y vertidos, aplican una actividad antihigiénica que puede, desde una perspectiva, causar una reacción invulnerable positiva y, por otro lado, causar impactos anafilácticos e hipersensibles.

Otras veces invaden el conducto colédoco y canales biliares producen estasis biliar, provocando una mala digestión debido a la deficiente cantidad de bilis que pasa al intestino y por otra, congestión biliar a nivel hepático. Estos nematodos en su localización intestinal se alimentan principalmente de contenido intestinal.

Quiroz (1994).menciona que la acción irritativa que provocan estos ascáridos sobre pared intestinal interfiere también con una adecuada digestión. Por otra parte, algunos productos de secreción y excreción alteran al contenido intestinal, provocando mala digestión y por otra parte, problemas de intoxicación al ser absorbidos.

e) Lesiones

La migración de las larvas causan lesiones hemorrágicas en diferentes órganos como son: hígado, pulmón, riñón, tejido muscular y cerebro, dependiendo el número y grado de infestación, serán más o menos evidentes. Los cachorros con infestación prenatal suelen presentar neumonía con marcados focos inflamatorios a través de los pulmones con exudado. Las formas juveniles y los adultos presentan enteritis catarral. Algunas veces con perforación a nivel intestinal y peritonitis.

- **LMV.** Larva migrans visceral a nivel de órganos y sistemas: hígado células inflamatorias, hepatomegalias; pulmones: tos disnea, neumonía; piel: urticaria, prurito, riñones: nefritis; corazón: miocarditis, endocarditis.
- **LMO.** Larva migrans ocular: ojo rojo proceso inflamatorio (conjuntivitis), trastornos de la visión, leucocoria, estrabismo, lagrimeo (lesión unilateral en la mayor parte de los casos).

f) Síntomas

Quiroz (1994) referido por Baiza (2014) retrata que los efectos secundarios ocurren generalmente en cachorros y animales jóvenes. El movimiento de *Toxocara canis* en los pulmones, se vuelven mortales o desaparecen después de los 20 días. En caso de invasión prenatal intensa, existen muchos parásitos en el sistema digestivo y el estómago modificando la digestión, produciéndose vómitos con presencia de parásitos, falta de hidratación, presentándose con más frecuencia en cachorros, caninos y felinos adultos con altos grados de desnutrición, en algunos casos con la presencia de diarreas interminables. En otros casos se observan eventos nerviosos tanto en caninos y felinos como convulsiones ocasionales. (p.8).

g) Diagnóstico

Prueba de distinción infinitesimal de los huevos por la evaluación coproparasitológica. Los huevos en los excrementos, subglobulares y marrones con cáscaras gruesas y rugosa, sirven para analizar la especie" (Urquhart, 2001).

Cordero (1999) hace referencia a que, regularmente, los cachorros eliminan los nematodos con el vómito o en el excremento. El principal hallazgo del centro de investigación es la eosinofilia grave, que coincide con la etapa de migración de larvas y supera efectivamente la mitad en el tramo primario a los siete días de vida.

h) Tratamiento

Quiroz (1994) afirma que las sales de piperacina en perros y gatos dosis de 200mg./kg. Son efectivas 100% contra los estados adultos, Tetramizole en dosis 10mg/kg. por vía oral o subcutánea es efectivo en 99%, el Nitroscanato por vía oral en dosis de 50mg/kg. contra larvas y adultos.

Cestodos

1.4.7. *Taenia pisiformis*

a) Morfología

Se encuentra en el hígado la cavidad abdominal de conejos y liebres tienen el aspecto de una vesícula ovoideo piriforme de 6 a 8 por 5 a 6mm; la pared es delgada translúcida, excepto al nivel de la puntuación polar blanquecina que corresponde al escólex invaginado, el que corresponde en formas y dimensiones las ventosas y la doble corona de ganchos al róstelo al parásito adulto.

b) Hospederos

Perro, gato, hospederos intermediarios: bovinos, ovinos caprinos, porcinos, roedores conejos y el humano.

c) Ciclo biológico

El parásito adulto o *Taenia pisiformis* eliminan los proglótidos grávidos en las heces, se destruyen y contaminan el suelo. Conejos y libres se infestan al ingerir alimentos contaminados con huevos. Al llegar al intestino la oncósfera se libera por acción digestiva. El embrión hexancato, por medio de sus ganchos y de una acción enzimática, pasa al hígado en donde emigra a través del parénquima para establecerse en la superficie del órgano en donde madura en aproximadamente 30 días. los perros se ingerir cisticercos.

Quiroz (1994) hace referencia a que los huevos pueden mantenerse viables en los forrajes aproximadamente 5 meses. La exhibición a - 5°C aniquila los organismos no desarrollados en dos semanas. Los huevos mantienen viables de 4 a medio año en un clima húmedo, por lo que los pastos infestados pero secos no permiten la invasión.

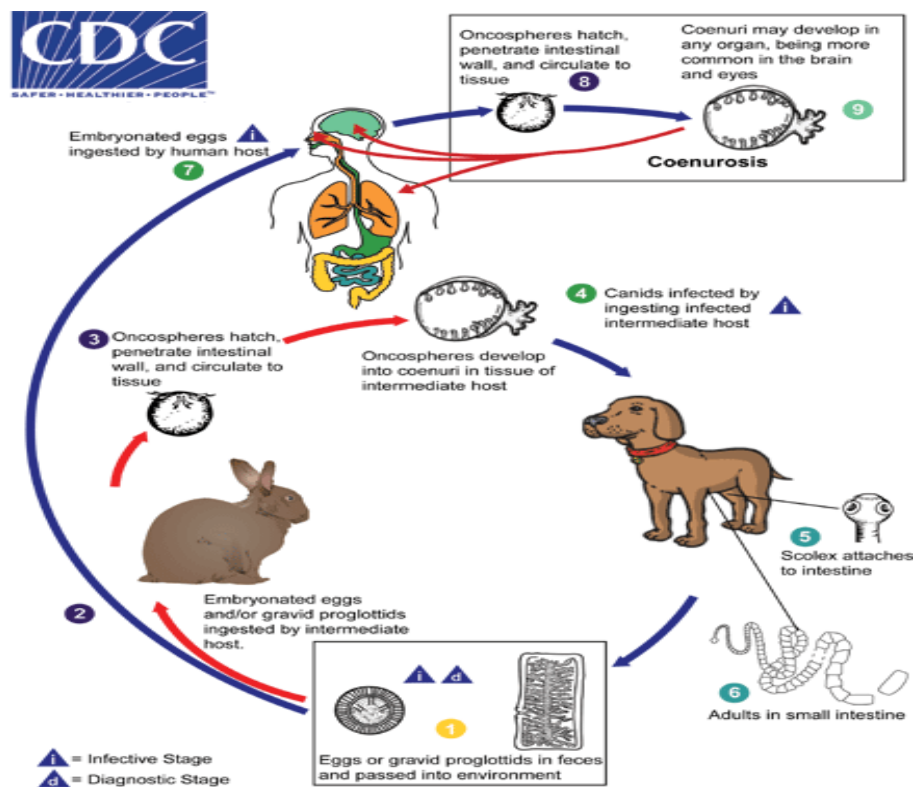


Figura 1.13. Ciclo biológico de *Taenia pisiformis*

Fuente: CDC.

d) Patogenia

Quiroz (1994) describe que el daño provocado por este parásito fluctúa según el área de ubicación del organismo y la edad de la etapa de transformación, así como si está vivo o muerto. El *Cysticercus cellulosae* comienza su actividad patógena en el estadio de oncosfera; aplica una ligera actividad traumática al infiltrarse a través de la divisoria intestinal para llegar al sistema circulatorio, luego, en ese momento sale de las venas para acomodarse en varios tejidos. El organismo incipiente hexacanto inicia su desarrollo y aplica actividad mecánica sobre los tejidos circundantes, provocando su descomposición, circunstancia que será de mayor importancia dependiendo del órgano influenciado. El tejido muscular estriado es el que mejor soporta el ataque; en todo caso, la mente y la médula son igualmente atacadas, al igual que los ojos y a todos los tejidos, se percibe que la actividad mecánica por factor de presión será de mayor o menor importancia según el órgano influenciado.

Quiroz (1994) menciona que el ser vivo responde formando una exigua película de material tendinoso que en general separará al parásito; si el parásito muere, se genera una respuesta tumefactoria que, dependiendo de su área, será de mayor o menor el resultado; asimismo, la reacción de resistencia es dinámica debido a la presencia de anticuerpos.

e) Lesiones

Quiroz (1994) indica que si el animal es sacrificado durante la fase de invasión revelará la presencia de lesiones de enteritis catarral aguda con presencia de puntos hemorrágicos sobre la mucosa; si la infestación es elevada, además puede haber peritonitis y hepatitis traumática.

Quiroz (1994) afirma que durante la fase de diseminación, los cisticercos se establecen en diferentes sitios, en el cerebro causan una encefalitis traumática con presencia de cisticercos en la corteza o en la médula.

Quiroz (1994) describe que es en los músculos estriados donde se presentan las úlceras, según las percepciones de este parásito, a los 9 días se forman pequeñas vesículas de 30 a 50 micras de ancho, sin asideros, a los 21 días tienen una distancia de cabeza de alfiler de 800 micras a 1 mm; a los 40 días la vesícula estima 3 mm de medida y se presenta el

escólex, que transporta a las ventosas y la doble corona de asideros. Se han encontrado 8.000 células de cisticercos por cada kg. De carne, por ejemplo 8 por cada gramo.

f) Síntomas

Quiroz (1994) afirma que durante la invasión que incluye el paso por el intestino, pueden observarse signos de enteritis, enteroperotinitis, diarrea ligera, cólicos, dolor de la pared abdominal, pero ninguno de estos signos puede en si evidenciar la presencia de cisticercos.

Quiroz (1994) menciona que en la fase de invasión muscular dependiendo de los músculos u otros órganos invadidos, en mayor grado pueden presentar problemas en la masticación o pseudo parálisis maxilares inferiores, lengua, laringe, rigidez muscular.

g) Diagnóstico

Quiroz (1994). Indica que se puede realizar un diagnóstico adecuado mediante la observación microscópica de los huevos de *Taenias* y ganchos de escólex. Es posible también por la observación de los cisticercos en algunas regiones a la exploración como conjuntiva ocular.

h) Tratamiento

Praziquantel (Droncit) introducido recientemente en el tratamiento de las *Taenias* y otras cestodosis, ha demostrado tener efecto contra *Cisticercos cellulosae* a nivel muscular y a nivel cerebral en dosis de 50mg./kg.por 15 días, tiene el 100%de efectividad.

CAPÍTULO II

METODOLOGÍA

2.1. UBICACIÓN Y DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO

El presente trabajo de investigación se realizó en las instalaciones de la Estación Experimental Agraria INIA-Ayacucho, el cual se encuentra ubicado en el distrito de Andrés Avelino Cáceres Dorregaray, provincia de Huamanga, región de Ayacucho.

2.1.1. Ubicación geográfica

Lugar	: CANAAN (Canaán Bajo)
Distrito	: Andrés Avelino Cáceres Dorregaray
Provincia	: Huamanga
Departamento	: Ayacucho
Región	: Ayacucho
Altitud	: 2760 m.s.n.m.
Latitud Sur	: 13° 23´
Longitud Oeste	: 17° 12´

Fuente: Portada de INIA.

2.1.2. Duración del trabajo

El presente trabajo de investigación tuvo una duración de 2 meses (febrero - marzo del año 2017).

2.1.3. Lugar de procesamiento laboratorio de las muestras

Las muestras de heces fueron procesadas en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria de la Universidad de San Cristóbal de Huamanga.

2.2. POBLACIÓN Y MUESTRA

La Estación Experimental Agraria INIA-Ayacucho, a la fecha de estudio contaba con una población de 2,332 cuyes, de los cuales se trabajó con una muestra de 72 cuyes.

Los animales de estudio previamente categorizados según grupo genético, sexo y etapa productiva, fueron seleccionados al azar, e instalados en 12 pozas según la categorización.

Para determinar el tamaño de la muestra se utilizó la siguiente fórmula:

$$n = \frac{N \times Z^2 \times p \times q}{d^2 \times (N - 1) + Z^2 \times p \times q}$$
$$n = \frac{2,332 \times (1.96)^2 \times 0.05 \times 0.95}{(0.05)^2 \times 2,331 + (1.96)^2 \times 0.05 \times 0.95}$$

$$n = \frac{385,6568}{6,01}$$

$$n = 64,17$$

$$n = 64,17$$

$$n = 64 \text{ muestras}$$

Dónde:

N = Total de la población = 2,332

Z² = 1.96² (si la seguridad es de 95%)

P = proporción esperada 5% = 0.05

q = 1-p en caso 1-0.05 = 0.95

d = precisión en este caso emplearemos un 5%

Por lo tanto, la cantidad de muestras con que se trabajó en la Estación Experimental Agraria INIA-Ayacucho fue de 72 cuyes.

2.3. MATERIALES Y EQUIPOS

2.3.1. Material biológico

- Los cuyes

2.3.2. Material de laboratorio

- Mortero y pilón
- Tubos Falcón de 15ml. y de 50ml.
- Placa Petri
- Bagueta
- Embudos
- Gradillas
- Gotero
- Colador
- Vasos descartables
- Láminas porta objetos
- Láminas cubre objetos
- Cámara de Mc Master
- Papel lente
- Papel toalla

2.3.3. Equipos

- Microscopio
- Estereoscopio
- Centrifuga
- Balanza
- Refrigeradora
- Cámara fotográfica

2.3.4. Reactivos

- Lugol
- Solución de Cloruro de sodio(NaCl)

2.3.5. Material de uso personal

- Mandil.
- Guantes quirúrgicos.
- Mascarillas.

2.3.6. Material de campo

- Bolsa de plástico de 250gr.
- Etiquetas
- Lapiceros
- Cinta masking tape
- Cuaderno de apuntes
- Caja de tecknopor
- Gel refrigerante

2.4. PROCEDIMIENTO

2.4.1. Toma de muestra

- Un día anterior a la recolección de muestras se sacó de las pozas a los cuyes de acuerdo a las líneas y grupo genéticos mediante el muestreo al azar, fueron llevados a un área donde se encontraban las pozas de estudio previamente identificadas para cada cuy.
- Al siguiente día se recolectó las muestras a partir de las 7am. de las pozas en estudio de la Estación Experimental de INIA- Ayacucho. Esta actividad se repitió en las líneas de Perú, Inti, Andina y grupos genéticos Quishka, Nativo y Wari.
- La cantidad de heces que se recolectó fue un aproximado de 5gr. las cuales fueron recogidos directamente del recto del cuy con guantes y puestas en los frascos estériles.
- Luego se colocaron las etiquetas y se procedió a rotular cada muestra obtenida.
- Finalmente, las muestras recolectadas fueron colocadas en la caja de tecknopor el cual contenía los geles refrigerantes para su conservación y transporte hacia el laboratorio para su posterior estudio.
- Para la identificación de huevos se utilizó el método directo (Examen directo o en fresco), y para determinar la carga parasitaria se usó la metodología de Copromicroscopía Cuantitativa por Flotación (Método Mc Master Modificado).

2.4.2. Copromicroscopía cuantitativa por flotación

Rojas (2014) indica que este método tiene la característica de muestrear los elementos parasitarios en la muestra fecal y por lo tanto y por lo tanto éste método muestra la cuantía relativa de parásitos y por su naturaleza muestral, pequeñas cantidades de parásitos no serán evidenciados.

Materiales

- Balanza graduada en g.
- 2 recipientes de 50 ml.
- Mortero y/o vagueta
- Tubo de prueba de 15 ml.
- Tamiz (colador de té o doble capa de gasa medica)
- Solución salina, azucarada.
- Cámara de Mc Master y Gotero.

Procedimiento

- Pesar de 2 a 3 gr. de heces
- Homogenizar con agua bidestilada en 42 ml.
- Tamizar y filtrar en un tubo de ensayo de 15 ml.
- Centrifugar a 1500 r.p.m. o sedimentar por más o menos 30 minutos
- Eliminar el sobrenadante y reemplazarlo con la solución salina hasta llenar el tubo
- Formar un menisco en el tubo falcón, separar las burbujas y colocar la laminilla cubre objetos y esperar 30 min., retirar la laminilla y colocar a la laminilla porta objetos y observar al microscopio (Rojas, 2004).

2.4.3. Método Mc Master modificado

- Pesar de 2 a 3 gr. de heces
- Homogenizar con agua bidestilada en 42 ml.
- Tamizar y filtrar en un tubo de ensayo de 15 ml.
- Centrifugar a 1500 r.p.m. o sedimentar por más o menos 30 minutos
- Desechar el sobrenadante y reemplazarlo con la solución salina hasta llenar el tubo falcón
- Extraer con un gotero o pipeta parte de la suspensión y llenar la cámara Mc Master
- Esperar 2 a 3 minutos para que los huevos se nivelen.
- Observar al microscopio y realizar la lectura respectiva (Rojas, 2004).

2.4.4. Interpretación

En cuanto a la carga parasitaria se midió mediante el siguiente criterio:

Tabla 2.1. Interpretación de carga parasitaria

Nivel de Contaminación	Carga	Interpretación
Alta	más de 10 huevos de parásitos	***
Moderada	6 a 10 huevos de parásitos	**
Baja	1 a 5 huevos de parásitos	*

Fuente: (Pérez, G. 2008)

2.5. ANÁLISIS DE DATOS

Los datos obtenidos se analizaron mediante la estadística descriptiva y la prueba estadística de Chi - cuadrado, haciendo el uso del programa IBM SPSS versión 19.

Fórmula de Chi cuadrado:

$$X^2 = \sum (o_i - e_i)^2 / e_i$$

Dónde:

X^2 = Es el chi cuadrado calculado

o_i = Es la frecuencia observada en la i-ésima fila, j-ésima columna.

e_i = Es la frecuencia esperada en la i-ésima fila, j-ésima columna.

(Kaps and Lamberson, 2010)

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS EN SEIS GRUPOS GENÉTICOS DE CUYES (*Cavia porcellus*) DE LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL AGRARIA CANAÁN -INIA - AYACUCHO

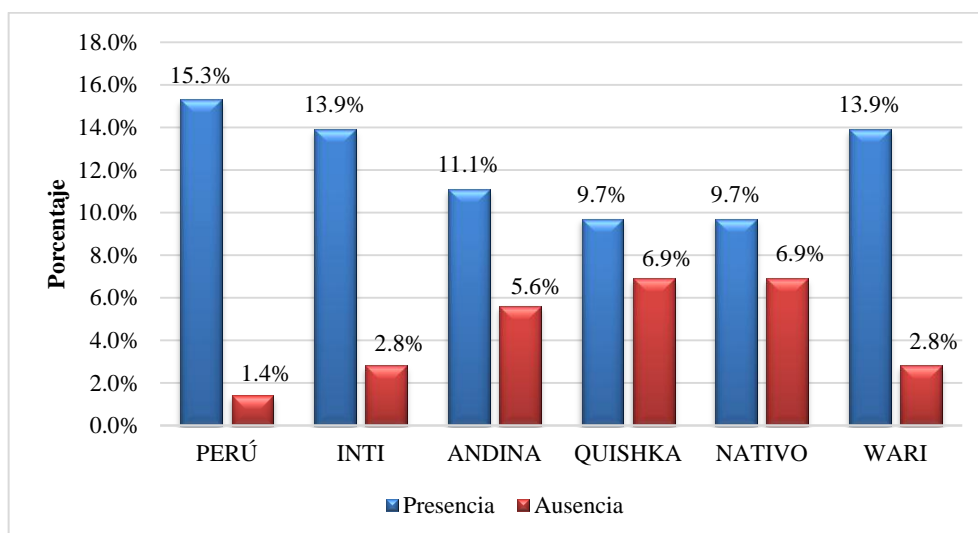


Figura 3.1. Prevalencia de endoparásitos según grupo genético en cuyes

En la figura 3.1 se muestra la prevalencia de endoparásitos en seis grupos genéticos de cuyes (*Cavia porcellus*) de la Estación Experimental Agraria Canaán, obteniéndose una mayor prevalencia para Perú con 15,3%, siendo en los seis grupos genéticos el 73.6% de prevalencia.

Resultados superiores a los nuestros reportaron García y colaboradores (2013), en un estudio de helmintiasis gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de granjas de crianza familiar - comercial en Ancash, Perú, encontró una prevalencia de 89% de nematodos gastrointestinales, esta superioridad se debe a que ellos identificaron los parásitos a través de la necropsia y nuestro trabajo se basó en la identificación de parásitos a través

de las heces. Así mismo Sánchez (2013), encontró una alta prevalencia por parásitos gastrointestinales (82.46%). Siendo nuestros resultados inferiores, esto debido a que el muestreo se realizó entre los meses de mayo – agosto (Época semi-seca). Donde se analizaron las vísceras (estómago, intestino delgado, intestino grueso y ciego). Por otra parte, Merino (1991), en el distrito de Cajamarca en el año 1990, efectuó el estudio sobre la incidencia de endoparásitos, reportando el 81% de animales dieron positivos a endoparásitos, resultados que son mayores a los nuestros ya que se trabajó por medio de la necropsia.

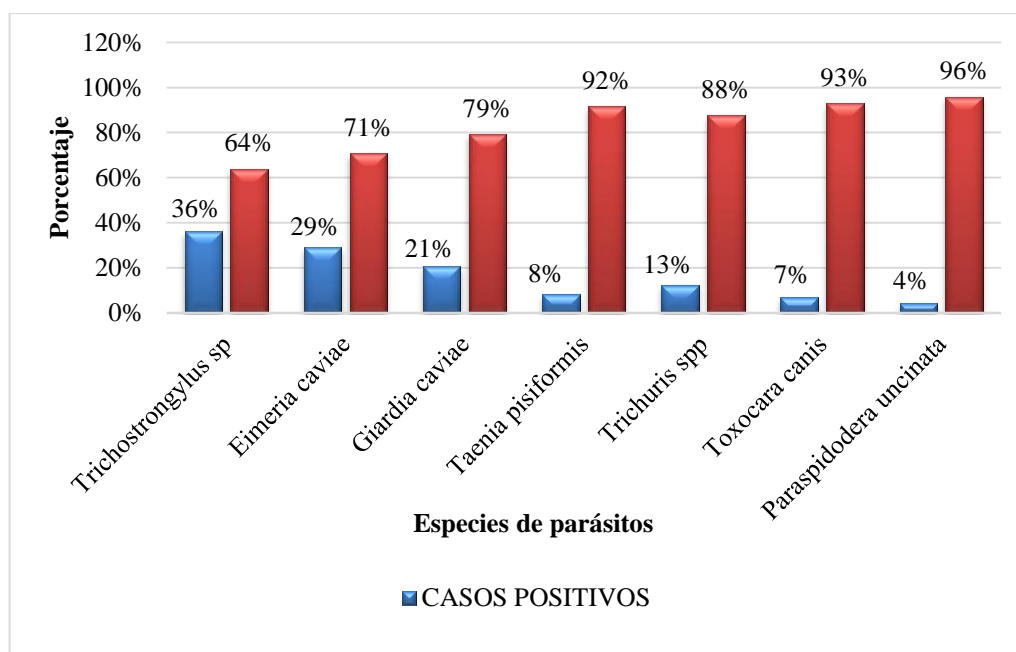


Figura 3.2. Prevalencia de endoparásitos según especie en cuyes

En la figura 3.2 se muestra la prevalencia de endoparásitos según especies, teniendo una mayor prevalencia para *Trichostrongylus sp.* 36%, seguida de *Eimeria caviae* 29%, *Giardia caviae* 21%, *Trichuris spp* 13%, *Taenia pisiformis* 8%, *Toxocara canis* 7% y una menor prevalencia para *Paraspidodera uncinata* 4%.

Así mismo García y colaboradores (2013), identificaron *Paraspidodera uncinata* (83%), *Trichuris spp* (31%), *Capillaria spp* (18%) y *Trichostrongylus colubriformis* (2%). Siendo estos resultados diferentes a los nuestros debido a que influyen factores como el tipo de crianza, altitud y otros. Por otra parte, Sánchez (2013), reportó *Paraspidodera uncinata* 78.07%, *Trichuris spp.* 26.32%, *Capillaria sp.* 3.51%, *Eimeria caviae* 24.56 %, *Entamoeba coli* 3.51% y *Fasciola hepática* 1.75 %. Siendo estos resultados

diferentes a los nuestros por el tipo de muestreo. Por otra parte, Padilla (2011), identificó *Eimeria spp* con un 58,27%, *Paraspidodera uncinata* con el 24, 15%, *Heterakis gallinae* 10,76%, *Capillaria spp.* 5,25%. Siendo estos resultados superiores a los nuestros debido a que se trabajó en época diferente y con una mayor población.

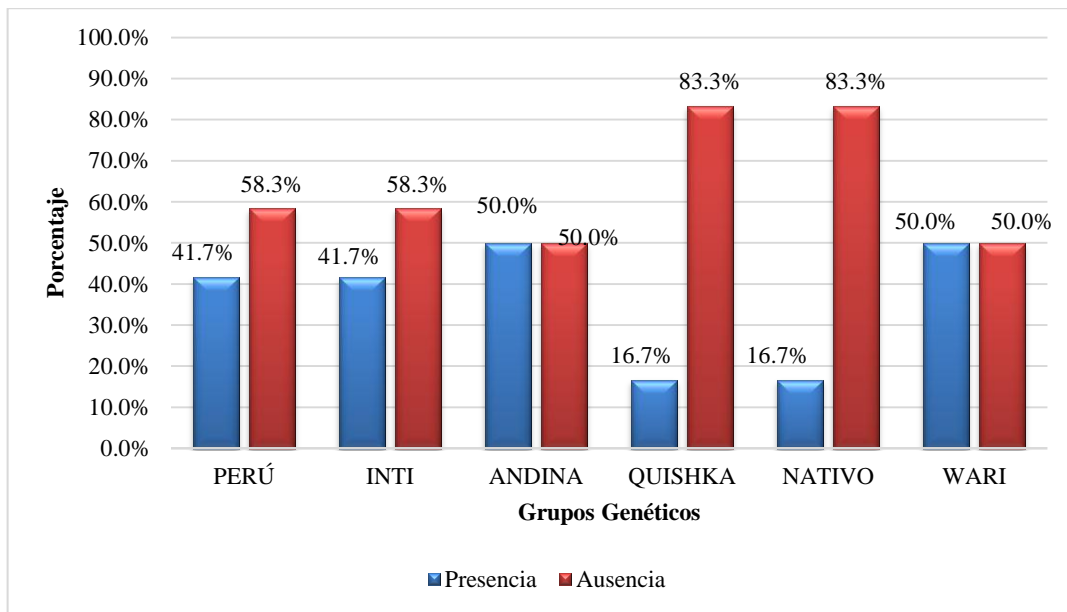


Figura 3.3. Prevalencia de *Trichostrongylus sp.* por grupo genético

En la figura 3.3 se muestra la prevalencia del *Trichostrongylus sp.* según grupo genético, teniendo la mayor prevalencia en el grupo genético Andina y Wari 50%, seguida por Perú e Inti 41.7% y una menor prevalencia para Quishka y Nativo con 16.7%. Estos datos fueron analizados estadísticamente, siendo significativos ($P > 0.01$). Así mismo Ventura (2010), reportó a *Trichostrongylus*, 4.3% en hembras y machos respectivamente. Por otra parte, Becerra (2015), identificó huevos tipo *strongylus* $1.9 \pm 2.11\%$. García, *et al.*, (2013), reportó *Trichostrongylus colubriformis* (2%). Siendo estos resultados inferiores a los nuestros porque no se consideró el grupo genético y otros factores y el tipo de método de identificación utilizado.

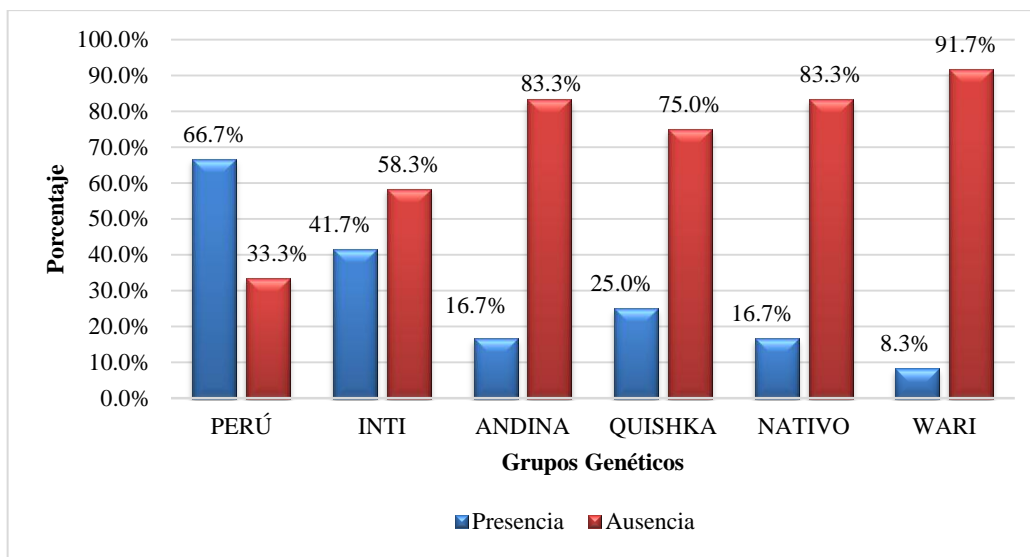


Figura 3.4. Prevalencia de *Eimeria caviae* por grupo genético

En la figura 3.4 se muestra la prevalencia de la *Eimeria caviae* según grupo genético, teniendo la mayor prevalencia en el grupo genético Perú 66.7%, seguido de Inti 41.7%, Quishka 25%, Andina y Nativo 16.7 % y una menor prevalencia para Wari 8.3%. Estos datos fueron analizados estadísticamente, siendo significativo ($P > 0.05$). Sánchez (2013), reportó para *Eimeria caviae* 24.56 %. Así también Padilla (2011) reportó para *Eimeria spp* con un 58,27%, Así mismo Ventura (2010), reportó en recria *Eimeria caviae* (93.1%) en hembras *Eimeria*, 5.7 %. Por otra parte, Becerra (2015) reportó *Eimeria caviae*, una prevalencia de $35.6 \pm 7.42\%$; Siendo estos resultados diferentes a los nuestros.

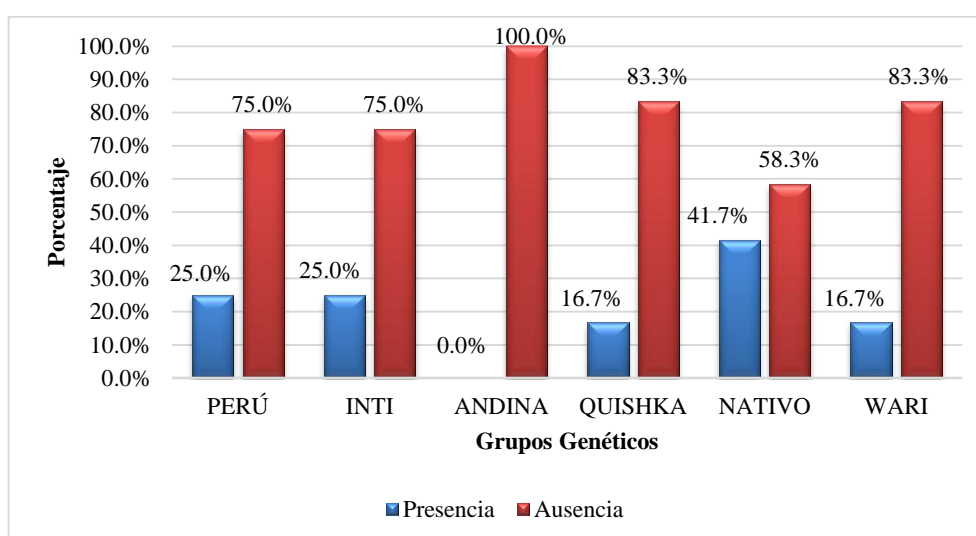


Figura 3.5. Prevalencia de *Giardia caviae* por grupo genético

En la figura 3.5 se observa la prevalencia de *Giardia caviae* según grupo genético, teniendo una mayor prevalencia en el grupo genético Nativo 41.7%, seguido de Perú e Inti 25.0%, Quishka y Wari 16.7% y Andina 0 %. Estos datos fueron analizados estadísticamente, siendo significativo ($P>0.05$). No se tienen reportes sobre prevalencias de *Giardia Caviae* sin embargo se puede deducir la presencia de este parásito por el sistema de riego de las pasturas y el agua en las cuales se pueden encontrar a esta especie de parásito.

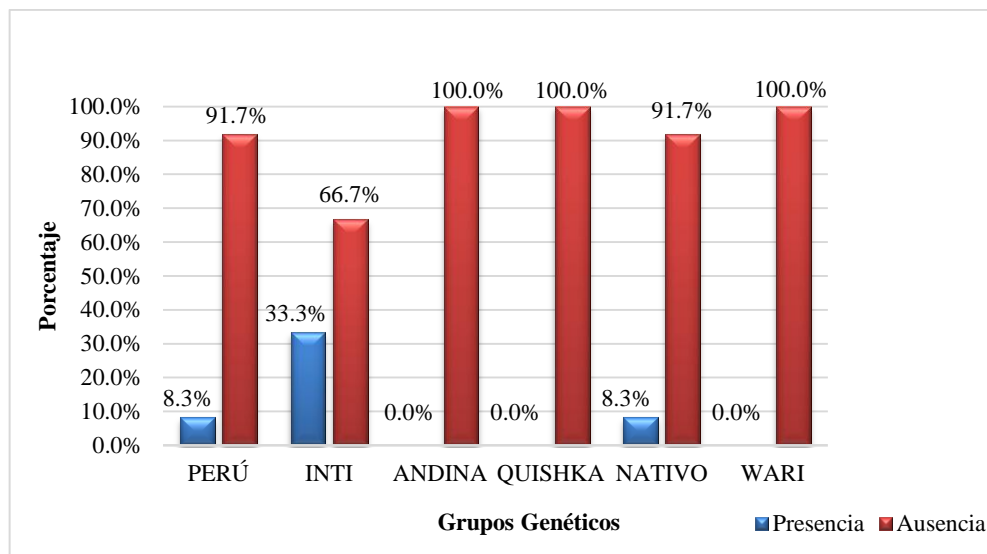


Figura 3.6. Prevalencia *Taenia pisiformis* por grupo genético

En la figura 3.6 se observa la prevalencia de *Taenia pisiformis* según grupo genético, teniendo una mayor prevalencia en Inti 33.3%, seguido de Perú y Nativo 8.3%, Andina, Quishka y Wari 0%. Estos datos fueron analizados estadísticamente, no siendo significativo. Resultados inferiores a los nuestros reportó Ventura (2010), identificando 1.9% huevo de *Taenia*.

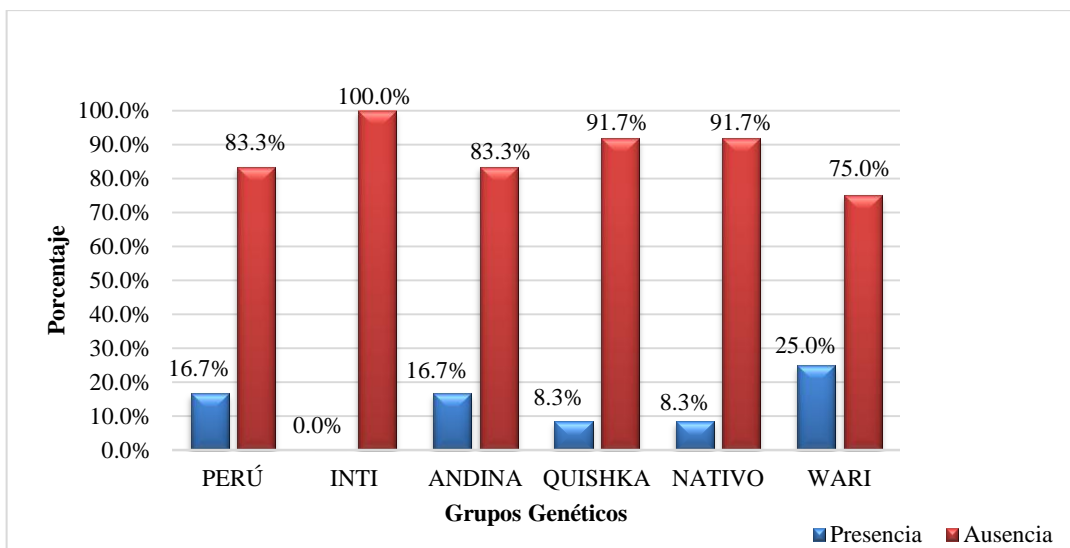


Figura 3.7. Prevalencia de *Trichuris spp* por grupo genético

En la figura 3.7 se muestra la prevalencia de *Trichuris spp* según grupo genético, teniendo mayor prevalencia en el grupo genético Wari 25.0%, seguido de Perú y Andina 16.7%, Quishka y Nativo 8.3%, Inti 0% prevalencia. Estos datos fueron analizados estadísticamente, no siendo significativo. Así mismo Sánchez (2013), *Trichuris spp.* 26.32%, resultados similares a los nuestros con el grupo genético Wari y con los otros grupos genéticos resultan ser diferentes. Por otra parte, Ventura (2010), reportó para *Trichuris*, 97.1% Siendo estos resultados muy superiores a los nuestros.

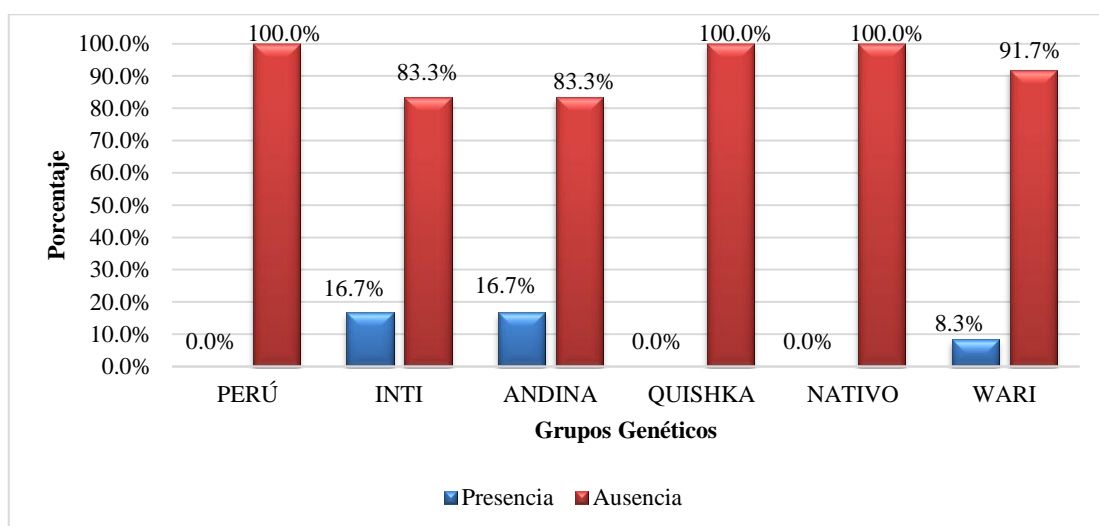


Figura 3.8. Prevalencia de *Toxocara canis* por grupo genético

En la figura 3.8 se muestra la prevalencia de *Toxocara canis* según grupo genético, teniendo mayor prevalencia en el grupo genético de Inti y Andina 16.7%, Wari 8.3%,

Perú, Quishka y Nativo 0% prevalencia. No se tiene reportes en otras investigaciones sobre la presencia de *Toxocara canis*, pero se atribuye a que en el lugar de estudio tienen acceso a las pasturas los canes los que pueden estar contaminando las pasturas, que también contaminar de forma accidental.

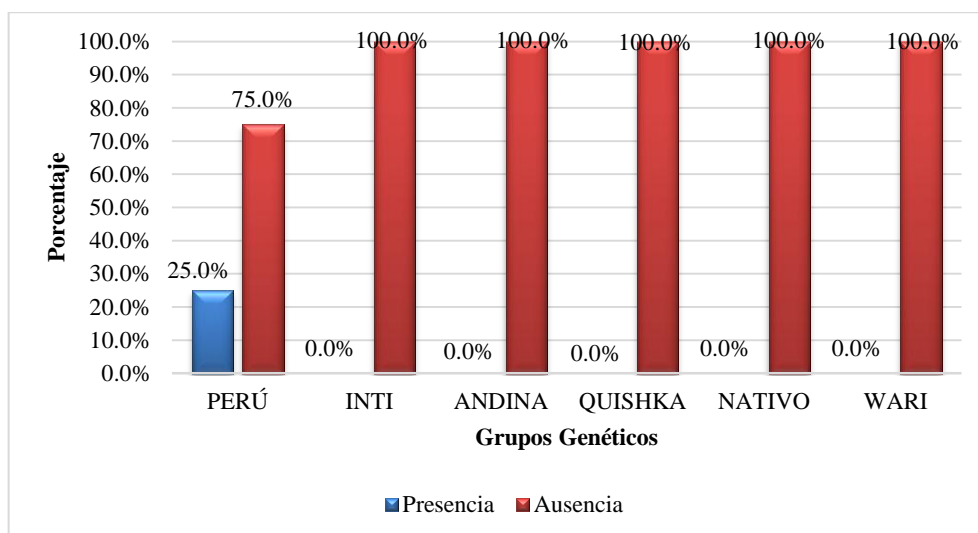


Figura 3.9. Prevalencia de *Paraspidodera uncinata* por grupo genético

En la figura 3.9 se observa la prevalencia de *Paraspidodera uncinata* según grupo genético, teniendo una mayor prevalencia en la línea Perú 25.0%, Inti, Andina, Quishka, Nativo y Wari 0%. Así mismo García y colaboradores (2013), reportó *Paraspidodera uncinata* (83%), Por otra parte, Merino (1991), reportó *Paraspidodera uncinata* y 51%. Sánchez (2013), *Paraspidodera uncinata* 78.07%. Padilla (2011), *Paraspidodera uncinata* con el 24%, Así mismo Ventura (2010), reportó el 81.1% para *Paraspidodera uncinata*. Becerra (2015), reportó para *Paraspidodera uncinata* el $9.4 \pm 4.52\%$. Siendo estos resultados inferiores.

3.2. NÚMERO Y PORCENTAJE DE ESPECIES DE ENDOPARÁSITOS EN SEIS GRUPOS GENÉTICOS DE CUYES (*Cavia porcellus*) DE LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL AGRARIA CANAÁN - INIA- AYACUCHO

Tabla 3.1. Número y porcentaje de especies de endoparásitos en seis grupos genéticos de cuyes (*Cavia porcellus*)

ESPECIE DE PARÁSITOS	Perú		Inti		Andina		Quishka		Nativo		Wari		TOTAL	%
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%		
<i>Eimeria caviae</i>	30	46.88	11	28.95	32	57.14	12	30.00	15	28.85	7	15.22	107	36.15
<i>Giardia caviae</i>	14	21.88	4	10.53	0	0.00	21	52.50	32	61.54	13	28.26	84	28.38
<i>Trichostrongylus sp.</i>	12	18.75	14	36.84	18	32.14	6	15.00	2	3.85	18	39.13	70	23.65
<i>Trichuris spp.</i>	3	4.69	0	0.00	4	7.14	1	2.50	2	3.85	7	15.22	17	5.74
<i>Taenia pisiformis</i>	1	1.56	7	18.42	0	0.00	0	0.00	1	1.92	0	0.00	9	3.04
<i>Toxocara canis</i>	0	0.00	2	5.26	2	3.57	0	0.00	0	0.00	1	2.17	5	1.69
<i>Paraspidodera uncinata</i>	4	6.25	0	0.00	0	0.00	0	0.00	0	0.00	0	0.00	4	1.35
TOTAL	64	100.00	38	100.00	56	100.00	40	100.00	52	100.00	46	100.00	296	100.00

En la tabla 3.1 se muestra que en Perú el mayor porcentaje de endoparásitos es *Eimeria caviae* 46.88%, *Giardia caviae* 21.88%, *Trichostrongylus sp.* 18.75%, *Paraspidodera uncinata* 6.25% *Trichuris spp.* 4.69%, *Taenia pisiformis* 1.56%, y *Toxocara canis* 0 %.

En Inti se obtuvo un porcentaje mayor en *Trichostrongylus sp.* 36.84%, seguido de *Eimeria caviae* 28.95%, *Taenia pisiformis* 18.42%, *Giardia caviae* 10.53%, *Toxocara canis* 5.26%, *Trichuris spp.* y *Paraspidodera uncinata* 0%.

En Andina se obtuvo un porcentaje mayor en *Eimeria caviae* con 57.14% seguido de *Trichostrongylus sp.* 32.14 %, *Trichuris spp.* 7.14%, *Toxocara canis* 3.57%, *Giardia caviae*, *Taenia pisiformis* y *Paraspidodera uncinata* 0%.

En Quishka se obtuvo un porcentaje mayor en *Giardia caviae* 52.50% seguido de *Eimeria caviae* 30%, *Trichostrongylus sp.* 15%, *Trichuris spp.* 2.50%, *Taenia pisiformis*, *Toxocara canis* y *Paraspidodera uncinata* 0%.

En Nativo se obtuvo un porcentaje mayor en *Giardia caviae* 61.54% seguido de *Eimeria caviae* 28.85%, *Trichostrongylus sp.* y *Trichuris spp.* 3.85%, *Taenia pisiformis* 1.92%, *Toxocara canis* y *Paraspidodera uncinata* 0%.

En Wari se obtuvo un porcentaje mayor en *Trichostrongylus sp.* 39.13% seguido *Giardia caviae* 28.26%, *Eimeria caviae* y *Trichuris spp* 15.22%, *Toxocara canis* 2.17%, *Taenia pisiformis* y *Paraspidodera uncinata* 0%. No se tienen reportes por grupo genético, pero si en forma general de la población estudiada en los diferentes autores.

3.3. DETERMINAR LA CARGA ENDOPARASITARIA POR SEXO EN DOS CATEGORÍAS: REPRODUCTORES Y RECRÍA

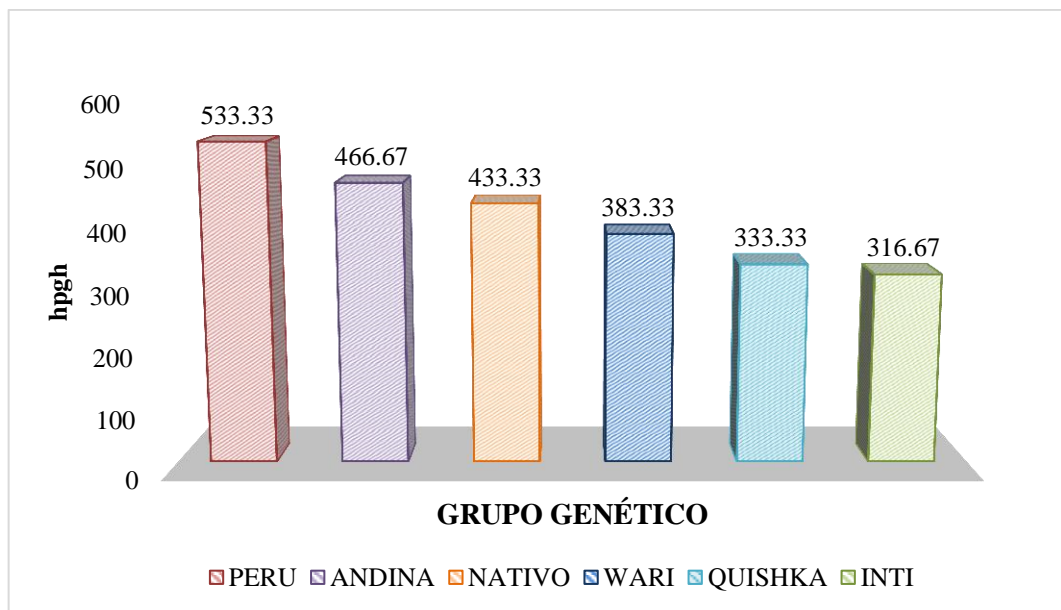


Figura 3.10. Carga endoparasitaria por grupo genético

En la figura 3.10 se determina la carga endoparasitaria en seis grupos genéticos Peru, Andina, Nativo, Wari, Quishka e Inti, teniendo una carga parasitaria de mayor cantidad de huevos por gramo de heces, en Perú 533.33 hpgh. Al realizar análisis estadístico podemos observar que no existe diferencias significativas por grupo genético ($P > 0.05$).

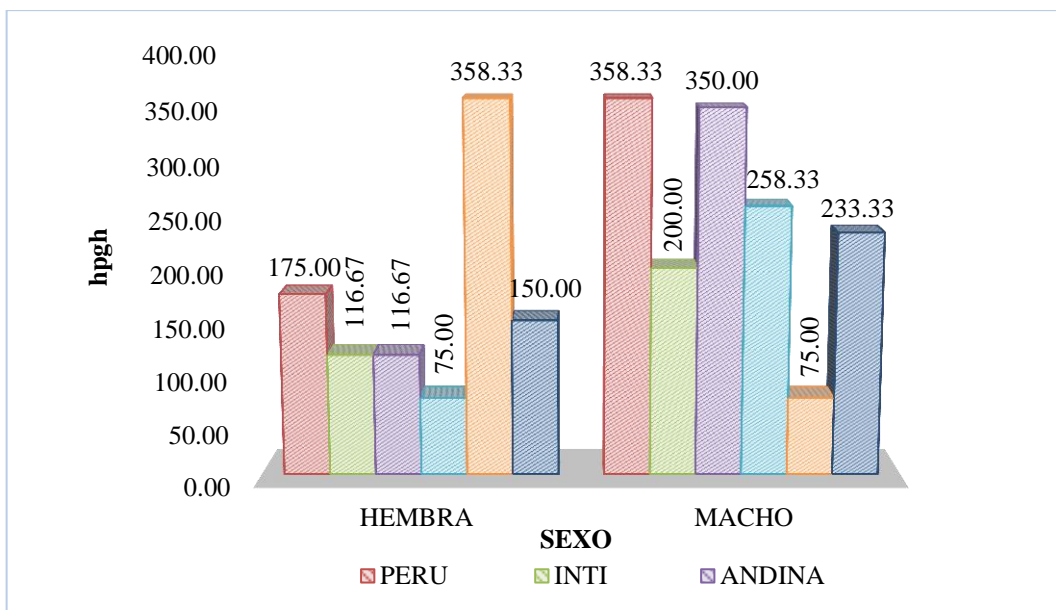


Figura 3.11. Carga endoparasitaria hpgh por sexo

En la figura 3.11 se determina la carga endoparasitaria en seis grupos genéticos, según sexo teniendo como resultado una carga endoparasitaria de mayor cantidad de hpgh en cuyes hembras fue mayor en Nativo 358.33 hpgh, seguido de Perú 175.00 hpgh, Wari 150.00 hpgh, Inti y Andina 116.67 hpgh y finalmente Quishka 75.00 hpgh.

La mayor carga endoparasitaria en machos fue en Perú 358.33 hpgh, seguido de Andina 350.00 hpgh, Quishka 258.33 hpgh Wari 233.33 hpgh, Inti 200.00 hpgh, Nativo 75.00 hpgh.

La diferencia de cantidad de carga parasitaria entre ambos sexos podría ser debido a diferentes factores como: genético, inmunitarios, estrés; lo cual también ha podido incidir significativamente sobre la fisiología reproductiva de los cuyes.

En el análisis estadístico podemos encontrar diferencias significativas entre sexos ($P > 0.01$).

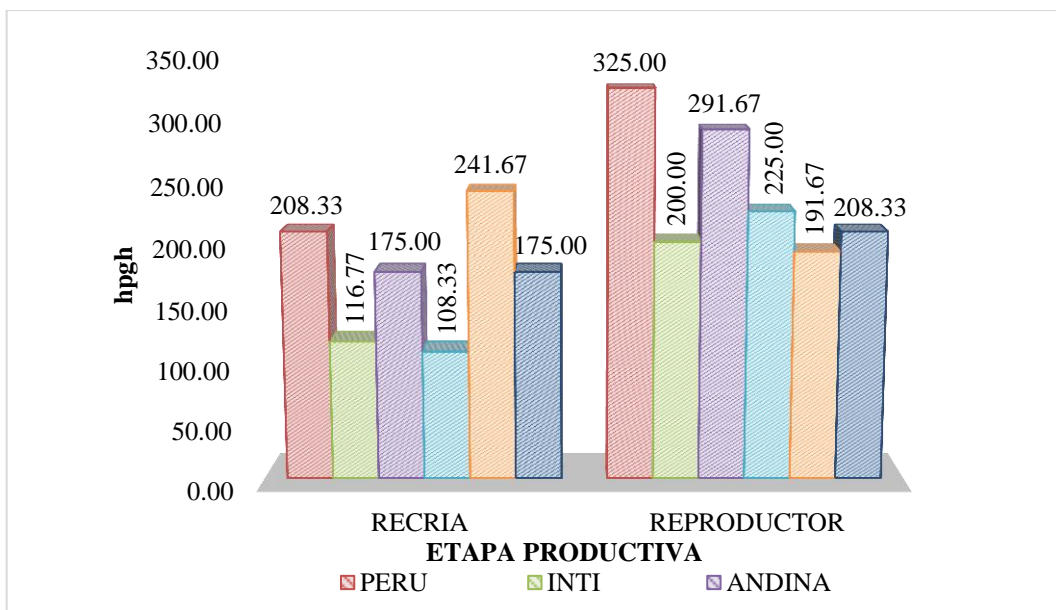


Figura 3.12. Carga endoparasitaria hpgh según etapa productiva

En la figura 3.12 se determina la carga endoparasitaria en seis grupos genéticos, según etapa productiva teniendo como resultado una carga parasitaria de mayor cantidad de hpgh en los cuyes recría es en Nativo 241.67 hpgh, seguido de la línea Perú 208.33 hpgh, Andina y Wari 175.00 hpgh, Inti 116.67 hpgh., y Quishka 108.33 hpgh.

En cuyes reproductores es Perú con 325.00 hpgh, seguido de Andina 291.67 hpgh, Quishka 225.00 hpgh, Wari 208.33 hpgh., Inti 200.00 hpgh y Nativo 191.67 hpgh.

Al realizar el análisis estadístico podemos observar que no existe diferencias estadísticas según etapa productiva ($P > a 0.05$). No se tiene reportes sobre carga parasitarias según grupo genético.

CONCLUSIONES

1. Se determinó la prevalencia de endoparásitos en un 73.6 % (positivos) del total de muestras analizadas en cuyes (*Cavia porcellus*) en los seis grupos genéticos de la Estación Experimental Agraria Canaán -INIA - Ayacucho.
2. Se identificó 07 especies de endoparásitos en los seis grupos genéticos de cuyes (*Cavia porcellus*): *Eimeria caviae*. (36.15 %), *Giardia caviae*. (28.38 %), *Trichostrongylus sp.* (23.65 %), *Trichuris spp.* (5.74 %), *Taenia pisiformis*. (3.04 %), *Toxocara canis*. (1.69 %) y *Paraspidodera uncinata*. (1.35 %), de un total de 72 muestras.
3. Se determinó la carga endoparasitaria por sexo, donde las hembras Nativas y machos Perú tienen la mayor carga, ambos con 358.33 hpgh. y según etapa productiva es en recría Nativo con 241.67 hpgh y en reproductores Perú con 325.00 hpgh.

RECOMENDACIONES

- Establecer un programa sanitario, en lo que respecta a la desparasitación de cuyes.
- Realizar muestreos coproparasitológicos frecuentes a los cuyes, para un buen manejo en cuanto a la sanidad, prevención y control de los mismos.
- Realizar investigaciones secuenciales para determinar el nivel de infestación de los endoparásitos en diferentes épocas del año, edad, sexo y peso por cada grupo genético.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALTAMIRANO, F. (2012). Crianza de animales menores Cuy (*Cavia porcellus*). Universidad Nacional de Cajamarca. Facultad de Ciencias Agrarias. Monografía. Cajamarca-Perú. 1^o pág. 5
- ATAUCUSI, S. (2015). Manual de manejo técnico de la crianza de cuyes en la sierra del Perú. Primera Edición. Arequipa.
- AVILÉS, D. (2016). Caracterización genética del cuy doméstico en América del Sur mediante marcadores moleculares” Córdoba-España. Tesis Doctoral.
- BAIZA, D. (2014). Determinación del efecto nematocida gastrointestinal y de niveles de niveles de hematocrito y hemoglobina de dos diferentes presentaciones de alo (*Allium sativum*) por vía oral, en perros tratados mayores de 90 días de edad. Tesis Universidad de San Carlos de Guatemala.
- BAKER D. G. (2003). Natural pathogens of laboratory animals: Washington.
- BECERRA B. (2015). Frecuencia de parásitos gastrointestinales en las unidades productivas de cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza intensiva en el distrito de Moquegua. Tesis. Universidad Científica del Sur. Lima-Perú.
- BOWMAN D. D. (2004). Geografía Parasitología para veterinarios. 8va ed. Madrid: Ed El Servier.
- CABRERA, A. (1953). Los roedores argentinos de la familia Caviidae. Universidad de Buenos Aires.
- CASARTELLIS, L y Col. (2007). Endoparásitos en cobayos (*Cavia porcellus*) (Mammalia Rodentia, Caviidae) provenientes de bioterios de crianza experimental del Municipio de Rio de Janeiro, Universidad Federal de Santa María, Brasil.
- CHAUCA L. (1995). Producción de cuyes (*Cavia. porcellus*) en los países andinos. Revista mundial de zootecnia. Perú.
- CHAUCA L. (1997). Producción de cuyes (*Cavia porcellus*). Instituto Nacional de Investigación Agraria – La Molina- Perú.
- COMAN S. BACESCA B. COMAN T. PETRUT T, COMAN, VLASE E. (2009). Aspects of the parasitary infestations of guinea pigs reared in intensive systema facultaty of veterinary medicine.
- CORDERO, D, (1999) Parasitología veterinaria Ed. W – Hill – Interamericana de España.

- FLORIAN (2004) Sanidad en cuyes. Instituto nacional de investigación y extensión agraria. Unidad de transferencia y apoyo a la extensión.
- FLYNN R.J; BAKER D, G. (2007). Parasites of Laboratory Animals. 2da ed. Ed. Blackwell.
- FREMONT J, BOWMAN D. (2007). Parásitos de los cobayos. IVIS (Internet), (21 de enero del 201), disponible en:
http://dc128.4shared.com/doc/t1W6_5VF/preview.html
- GALLEGO (2007). Manual de parasitología; morfología y biología de los parásitos de interés sanitario 1ra Ed. Barcelona.
- GARCÍA J. C., CHAVEZ V.A. PINEDO V.R, SUAREZ A. F. (2013). Helmintiasis gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de granjas de crianza familiar-comercial en Ancash, Perú.
- HIGAONNA, O.R., ZALDÍVAR, A.M., CHAUCA F.L. (1989). Evaluación de los parámetros productivos del cuy criollo. XII Reunión científica anual de la Asociación Peruana de Producción Animal (APPA), Lima, Perú.
- HUCKINGHAUS, F. (1961). Nomenclatur und Abstammung des Huckinghaus. Instituto de la Ciencia de animales domésticos de la Universidad Chistian-Albrechts, Kiel, Alemania.
- JUNQUERA P. (2014). Trichostrongylus en el ganado bovino, ovino, porcino y aviar; biología, prevención y control. Suiza.
- LEGUÍA. (1993). Mermas de producción debido a enfermedades parasitarias. Informe final proyecto sistemas de producción de cuyes en el Perú.
- LEMA, L. (2016). Evaluación de harina de *Theobroma cacao* (Cascarilla de cacao) para la alimentación de cuyes en la etapa de crecimiento-engorde. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Facultad de Ciencias Pecuarias. Carrera de Ingeniería Zootécnica. Tesis. Riobamba-Ecuador.
- MERINO MINCHAN, S. O. (1991). Estudios preliminares de parásitos gastrointestinales en Cuyes (*Cavia porcellus*), en el Distrito de Cajamarca-Perú.
- MORENO, A (1989). Producción de cuyes, segunda edición. Lima, Facultad de Zootecnia UNALM. Lima.
- PADILLA, M. (2011) Incidencia de helmintos gastrointestinales de cuyes (*Cavia porcellus*) en la provincia de Tacna, Peru.
- PULGAR V. (1952). El curí o cuy. Ministerio de Agricultura, Bogotá - Colombia.

- QUINTEROS, J. (2019). Propuesta de la implementación para la crianza intensiva de cuyes en Arequipa. Universidad Católica Santa María. Escuela de Posgrado. Arequipa-Perú.
- QUIROZ, H. (1994). Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos 5ta Edición Editorial NORIEGA. México.
- QUIROZ, RH. (1990). Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. México, DF. LIMUSA, S.A. 876 p.
- ROJAS R, M. (2004). Nosoparasitosis de los rumiantes domésticos peruanos. Segunda Edición, Lima –Perú.
- SÁNCHEZ BALBÍN, J.F. (2013). Estimación del parasitismo gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de la ciudad de Huancayo - departamento de Junín- Perú.
- SOULSBY, E. (1987) Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. Nueva Editorial Interamericana México.
- TAYLOR M.A, Coop R.L, Wall R.L, (2007). Veterinary Parasitology. 3ra ed Blackwell. España.
- URQUHART, G. (2001). Parasitología veterinaria Editorial Acribia, S.A, Zaragoza, España.
- VARGAS, R. (2013). Parasitismo gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar comercial del distrito de Oxapamapa-Pasco; durante las épocas de lluvia y seca. Tesis. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima Perú.
- VENTURA CUYUBAMBA, Y. S. (2010). Presencia de endoparásitos en cuyes de recría de los microcorredores socioeconómicos de Ticllas y Tambillo, Ayacucho-Perú.
- WAGNER JE. (1976). Miscellaneous disease conditions of guinea pigs: IV. Urogenital system. En: Wagner JE, Manning PJ (eds). The biology of guinea pig. USA

ANEXOS

Anexo 1. Estación Experimental Canaán INIA - Ayacucho



Foto 1. Galpón de la Estación Canaán- INIA-Ayacucho



Foto 2. Ejemplares Perú



Foto 3. Ejemplares Andina



Foto 4. Ejemplares Inti



Foto 5. Ejemplares Nativo



Foto 6. Ejemplares Quishka



Foto 7. Ejemplares Wari



Foto 8. Selección de cuyes al azar



Foto 9. Traslado de los cuyes



Foto 10. Distribución de cuyes



Foto 11. Recolección de muestras de heces

Anexo 2. Recolección de muestras



Foto 12. Rotulado de muestras



Foto 13. Traslado de muestras

Anexo 3. Proceso laboratorial

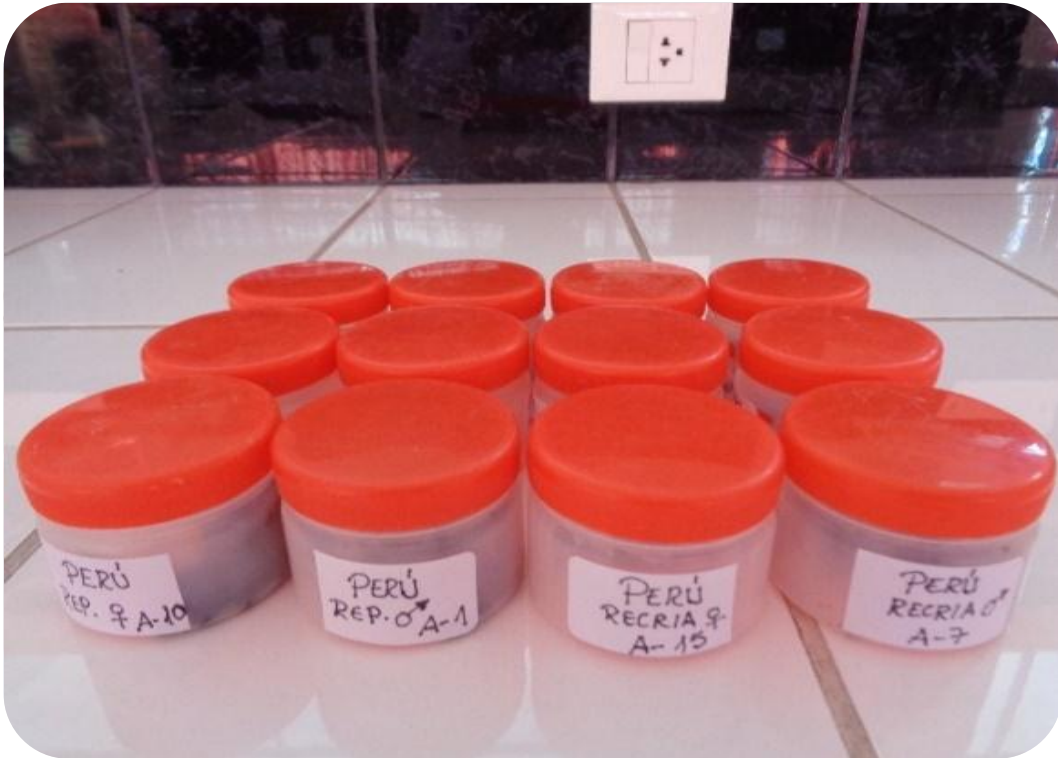


Foto 14. Muestras recolectadas



Foto 15. Materiales de estudio



Foto 16. Tamizado de la muestra



Foto 17. Muestra en lámina porta objeto

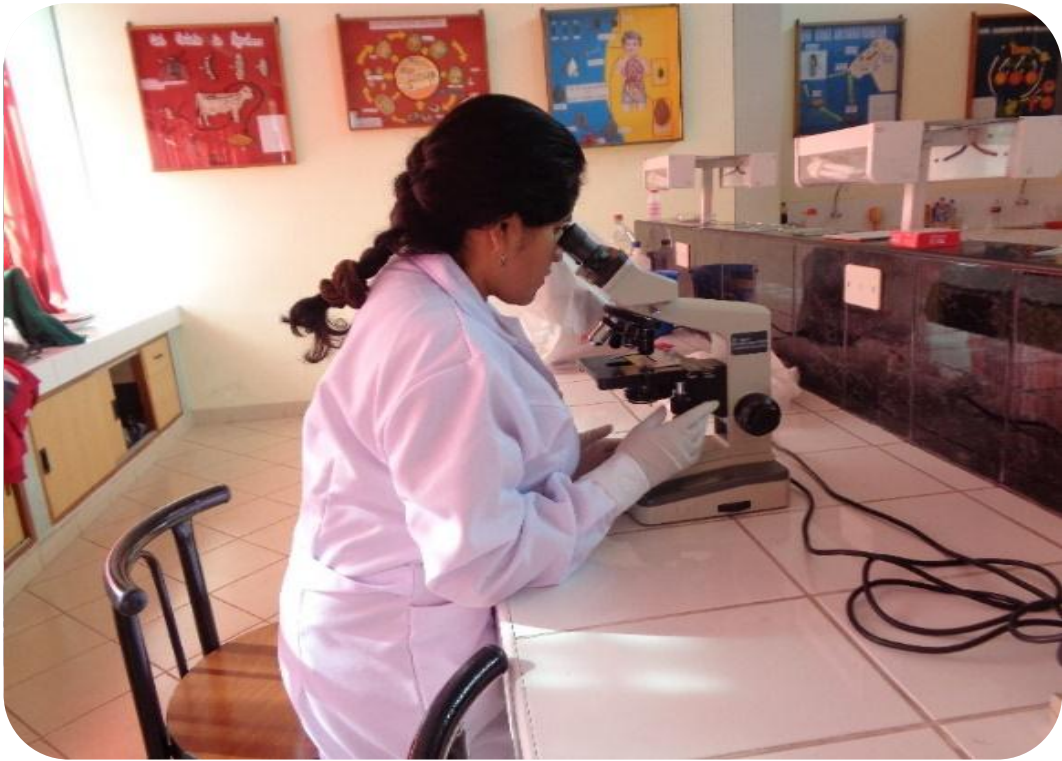


Foto 18. Observación al microscopio

Anexo 4. Método de flotación



Foto 19. Llenado de tubos Fálcon



Foto 20. Centrifugado



Foto 21. Centrifugado



Foto 22. Desechado del sobrenadante



Foto 23. Llenado con la solución salina hasta formar menisco

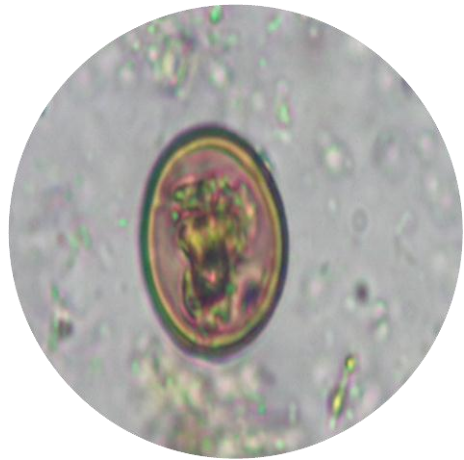


Foto24. Llenado de la cámara Mc Master

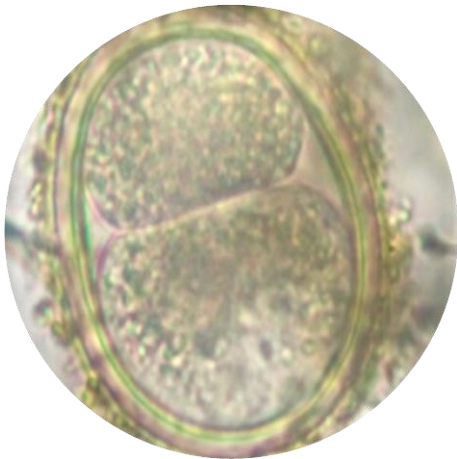
Anexo 5. Observaciones microscópicas de Ooquistes y huevos endoparásitos



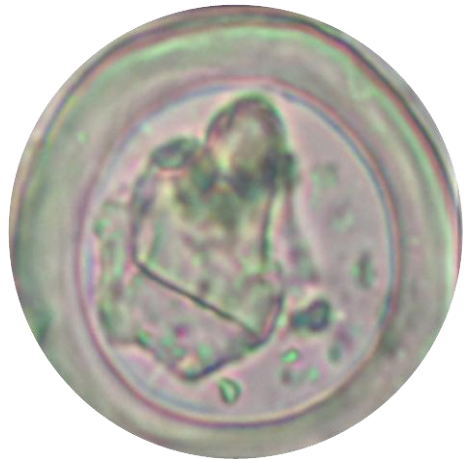
Huevo de *Trichuris spp*



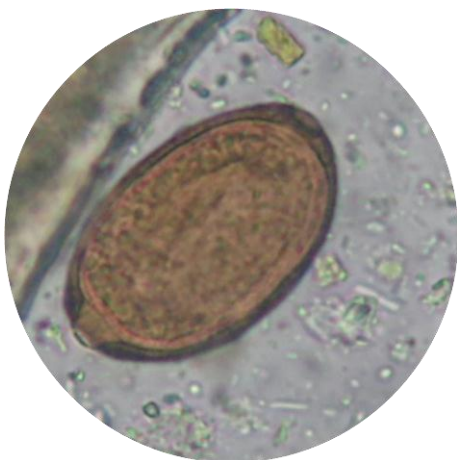
Ooquiste de *Eimeria caviae*



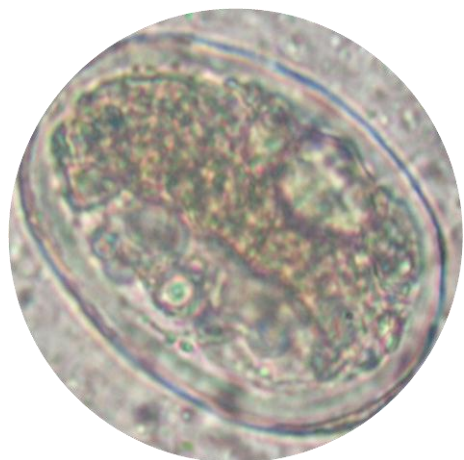
Huevo de *Toxocara canis*



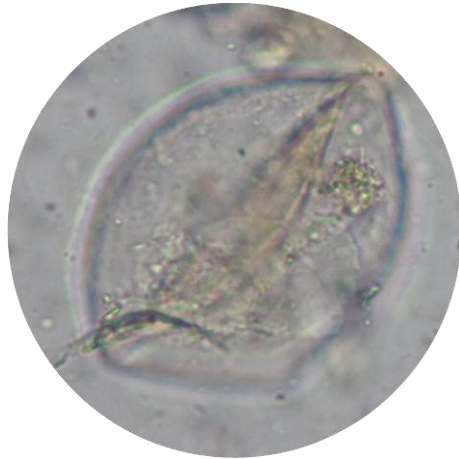
Huevo de *Taenia pisciformis*



Huevo de *Parascirodera uncinata.*



Huevo de *Trichostrongylus*



Ooquiste de *Giardia*

Anexo 6. Base de datos

NÚMERO DE MUESTRO	GRUPO GENÉTICO	Nº DE POZA	SEXO	ETAPA PRODUCTIVA	Nº ESPECIES DE PARÁSITOS	ESPECIES DE PARÁSITOS						
						<i>Trichostrongylus sp</i>	<i>Eimeria caviae</i>	<i>Giardia caviae</i>	<i>Taenia pisiformis</i>	<i>Trichuris spp</i>	<i>Toxocara canis</i>	<i>Paraspidodera uncinata</i>
1	PERÚ	A-10	HEMBRA	REPRODUCTORA	0	0	0	0	0	0	0	0
2	PERÚ	A-28	HEMBRA	REPRODUCTORA	4	0	4	0	0	0	0	0
3	PERÚ	A-39	HEMBRA	REPRODUCTORA	2	1	0	0	0	1	0	0
4	PERÚ	A-1	MACHO	REPRODUCTOR	9	2	3	3	0	0	0	1
5	PERÚ	A-15	MACHO	REPRODUCTOR	5	0	3	0	0	0	0	2
6	PERÚ	A-26	MACHO	REPRODUCTOR	19	5	8	4	1	0	0	1
7	PERÚ	B-15	HEMBRA	RECRÍA	3	0	3	0	0	0	0	0
8	PERÚ	B-18	HEMBRA	RECRÍA	8	1	0	7	0	0	0	0
9	PERÚ	B-22	HEMBRA	RECRÍA	4	0	4	0	0	0	0	0
10	PERÚ	A-7	MACHO	RECRÍA	3	3	0	0	0	0	0	0
11	PERÚ	A-8	MACHO	RECRÍA	2	0	2	0	0	0	0	0
12	PERÚ	A-9	MACHO	RECRÍA	5	0	3	0	0	2	0	0
13	INTI	D-3	HEMBRA	REPRODUCTORA	1	0	0	0	0	0	1	0
14	INTI	D-16	HEMBRA	REPRODUCTORA	5	1	0	2	2	0	0	0
15	INTI	D-30	HEMBRA	REPRODUCTORA	0	0	0	0	0	0	0	0
16	INTI	D-7	MACHO	REPRODUCTOR	7	5	0	0	2	0	0	0
17	INTI	D-12	MACHO	REPRODUCTOR	7	2	3	0	2	0	0	0
18	INTI	D-24	MACHO	REPRODUCTOR	4	0	4	0	0	0	0	0
19	INTI	C-27	HEMBRA	RECRÍA	0	0	0	0	0	0	0	0
20	INTI	C-32	HEMBRA	RECRÍA	3	0	2	0	0	0	1	0
21	INTI	C-38	HEMBRA	RECRÍA	5	5	0	0	0	0	0	0
22	INTI	B-2	MACHO	RECRÍA	3	0	1	1	1	0	0	0
23	INTI	B-4	MACHO	RECRÍA	2	0	1	1	0	0	0	0
24	INTI	B-6	MACHO	RECRÍA	1	1	0	0	0	0	0	0
25	ANDINA	C-1	HEMBRA	REPRODUCTORA	3	2	0	0	0	0	1	0
26	ANDINA	C-13	HEMBRA	REPRODUCTORA	1	0	0	0	0	1	0	0
27	ANDINA	C-23	HEMBRA	REPRODUCTORA	3	0	0	0	3	0	0	0
28	ANDINA	C-5	MACHO	REPRODUCTOR	26	3	22	0	0	0	1	0
29	ANDINA	C-10	MACHO	REPRODUCTOR	0	0	0	0	0	0	0	0
30	ANDINA	C-18	MACHO	REPRODUCTOR	2	2	0	0	0	0	0	0
31	ANDINA	B-9	HEMBRA	RECRÍA	0	0	0	0	0	0	0	0
32	ANDINA	B-11	HEMBRA	RECRÍA	7	7	0	0	0	0	0	0
33	ANDINA	B-14	HEMBRA	RECRÍA	0	0	0	0	0	0	0	0
34	ANDINA	A-7	MACHO	RECRÍA	11	1	10	0	0	0	0	0
35	ANDINA	A-8	MACHO	RECRÍA	0	0	0	0	0	0	0	0
36	ANDINA	C-3	MACHO	RECRÍA	3	3	0	0	0	0	0	0
37	QUISHKA	A-6	HEMBRA	REPRODUCTORA	1	0	0	0	0	1	0	0
38	QUISHKA	B-4	HEMBRA	REPRODUCTORA	0	0	0	0	0	0	0	0
39	QUISHKA	C-2	HEMBRA	REPRODUCTORA	6	0	6	0	0	0	0	0
40	QUISHKA	B-3	MACHO	REPRODUCTOR	2	2	0	0	0	0	0	0
41	QUISHKA	B-8	MACHO	REPRODUCTOR	0	0	0	0	0	0	0	0
42	QUISHKA	C-4	MACHO	REPRODUCTOR	18	4	0	14	0	0	0	0
43	QUISHKA	A-2	HEMBRA	RECRÍA	0	0	0	0	0	0	0	0
44	QUISHKA	A-3	HEMBRA	RECRÍA	2	0	2	0	0	0	0	0
45	QUISHKA	A-5	HEMBRA	RECRÍA	0	0	0	0	0	0	0	0
46	QUISHKA	C-6	MACHO	RECRÍA	4	0	4	0	0	0	0	0
47	QUISHKA	C-8	MACHO	RECRÍA	7	0	0	7	0	0	0	0
48	QUISHKA	C-10	MACHO	RECRÍA	0	0	0	0	0	0	0	0
49	NATIVO	A-6	HEMBRA	REPRODUCTORA	7	1	0	6	0	0	0	0
50	NATIVO	B-8	HEMBRA	REPRODUCTORA	8	0	0	8	0	0	0	0
51	NATIVO	C-4	HEMBRA	REPRODUCTORA	0	0	0	0	0	0	0	0
52	NATIVO	A-10	MACHO	REPRODUCTOR	8	0	8	0	0	0	0	0
53	NATIVO	B-4	MACHO	REPRODUCTOR	0	0	0	0	0	0	0	0
54	NATIVO	C-1	MACHO	REPRODUCTOR	0	0	0	0	0	0	0	0
55	NATIVO	A-13	HEMBRA	RECRÍA	10	0	7	3	0	0	0	0
56	NATIVO	B-11	HEMBRA	RECRÍA	6	0	0	3	1	2	0	0
57	NATIVO	C-11	HEMBRA	RECRÍA	12	0	0	12	0	0	0	0
58	NATIVO	A-11	MACHO	RECRÍA	1	1	0	0	0	0	0	0
59	NATIVO	B-10	MACHO	RECRÍA	0	0	0	0	0	0	0	0
60	NATIVO	C-12	MACHO	RECRÍA	0	0	0	0	0	0	0	0
61	WARI	A-9	HEMBRA	REPRODUCTORA	0	0	0	0	0	0	0	0
62	WARI	B-7	HEMBRA	REPRODUCTORA	9	2	7	0	0	0	0	0
63	WARI	B-8	HEMBRA	REPRODUCTORA	2	2	0	0	0	0	0	0
64	WARI	A-3	MACHO	REPRODUCTOR	6	0	0	6	0	0	0	0
65	WARI	A-10	MACHO	REPRODUCTOR	5	5	0	0	0	0	0	0
66	WARI	B-1	MACHO	REPRODUCTOR	3	3	0	0	0	0	0	0
67	WARI	A-2	HEMBRA	RECRÍA	4	0	0	0	0	4	0	0
68	WARI	A-4	HEMBRA	RECRÍA	3	2	0	0	0	1	0	0
69	WARI	A-13	HEMBRA	RECRÍA	0	0	0	0	0	0	0	0
70	WARI	C-1	MACHO	RECRÍA	8	0	0	7	0	0	1	0
71	WARI	C-3	MACHO	RECRÍA	4	4	0	0	0	0	0	0
72	WARI	C-6	MACHO	RECRÍA	2	0	0	0	0	2	0	0

Anexo 7. Resumen general de especies de parásitos en seis grupos genéticos

GRUPO GENÉTICO	ESPECIES DE PARÁSITOS																				
	<i>Trichostrongylus sp</i>			<i>Eimeria caviae</i>			<i>Giardia caviae</i>			<i>Taenia pisiformis</i>			<i>Trichuris spp</i>			<i>Toxocara canis</i>			<i>Paraspidodera uncinata</i>		
	Presencia %	Ausencia %	Total %	Presencia %	Ausencia %	Total %	Presencia %	Ausencia %	Total %	Presencia %	Ausencia %	Total %	Presencia %	Ausencia %	Total %	Presencia %	Ausencia %	Total %	Presencia %	Ausencia %	Total %
PERÚ	41.7	58.3	100.0	66.7	33.3	100.0	25.0	75.0	100.0	8.3	91.7	100.0	16.7	83.3	100.0	0.0	100.0	100.0	25.0	75.0	100.0
INTI	41.7	58.3	100.0	41.7	58.3	100.0	25.0	75.0	100.0	33.3	66.7	100.0	0.0	100.0	100.0	16.7	83.3	100.0	0.0	100.0	100.0
ANDINA	50.0	50.0	100.0	16.7	83.3	100.0	0.0	100.0	100.0	0.0	100.0	100.0	16.7	83.3	100.0	16.7	83.3	100.0	0.0	100.0	100.0
QUISHKA	16.7	83.3	100.0	25.0	75.0	100.0	16.7	83.3	100.0	0.0	100.0	100.0	8.3	91.7	100.0	0.0	100.0	100.0	0.0	100.0	100.0
NATIVO	16.7	83.3	100.0	16.7	83.3	100.0	41.7	58.3	100.0	8.3	91.7	100.0	8.3	91.7	100.0	0.0	100.0	100.0	0.0	100.0	100.0
WARI	50.0	50.0	100.0	8.3	91.7	100.0	16.7	83.3	100.0	0.0	100.0	100.0	25.0	75.0	100.0	8.3	91.7	100.0	0.0	100.0	100.0

Anexo 8. Prevalencia de endoparásitos

Prevalencia de endoparásitos según grupo genético en cuyes

GRUPO GENÉTICO	PREVALENCIA		Total	Porcentaje con presencia	Porcentaje con ausencia	Total
	Presencia	Ausencia				
PERÚ	11	1	12	15.3%	1.4%	16.7%
INTI	10	2	12	13.9%	2.8%	16.7%
ANDINA	8	4	12	11.1%	5.6%	16.7%
QUISHKA	7	5	12	9.7%	6.9%	16.6%
NATIVO	7	5	12	9.7%	6.9%	16.6%
WARI	10	2	12	13.9%	2.8%	16.7%
TOTAL	53	19	72	73.6%	26.4%	100.0%

Prevalencia de endoparásitos según especie en cuyes.

ESPECIE	CASOS POSITIVOS		CASOS NEGATIVOS		TOTAL	
	Nº	PORCENTAJE (%)	Nº	PORCENTAJE (%)	Nº	PORCENTAJE (%)
<i>Trichostrongylus sp.</i>	26	36%	46	64%	72	100%
<i>Eimeria caviae</i>	21	29%	51	71%	72	100%
<i>Giardia caviae</i>	15	21%	57	79%	72	100%
<i>Taenia pisiformis</i>	6	8%	66	92%	72	100%
<i>Trichuris spp.</i>	9	13%	63	88%	72	100%
<i>Toxocara canis</i>	5	7%	67	93%	72	100%
<i>Paraspidodera uncinata</i>	3	4%	69	96%	72	100%

Prevalencia de *Trichostrongylus sp.* por grupo genético

GRUPO GENÉTICO	<i>Trichostrongylus sp</i>		Total	Presencia	Ausencia	Total
	Presencia	Ausencia				
PERÚ	5	7	12	41.7%	58.3%	100.0%
INTI	5	7	12	41.7%	58.3%	100.0%
ANDINA	6	6	12	50.0%	50.0%	100.0%
QUISHKA	2	10	12	16.7%	83.3%	100.0%
NATIVO	2	10	12	16.7%	83.3%	100.0%
WARI	6	6	12	50.0%	50.0%	100.0%
TOTAL	26	46	72			

Prevalencia de *Eimeria caviae*. Por grupo genético.

GRUPO GENÉTICO	<i>Eimeria caviae</i>		Total	Presencia	Ausencia	Total
	Presencia	Ausencia				
PERÚ	8	4	12	66.7%	33.3%	100.0%
INTI	5	7	12	41.7%	58.3%	100.0%
ANDINA	2	10	12	16.7%	83.3%	100.0%
QUISHKA	3	9	12	25.0%	75.0%	100.0%
NATIVO	2	10	12	16.7%	83.3%	100.0%
WARI	1	11	12	8.3%	91.7%	100.0%
TOTAL	21	51	72			

Prevalencia de *Giardia caviae* por grupo genético.

GRUPO GENÉTICO	<i>Giardia caviae</i>		Total	Porcentaje con presencia	Porcentaje con ausencia	Total
	Presencia	Ausencia				
PERÚ	3	9	12	25.0%	75.0%	100.0%
INTI	3	9	12	25.0%	75.0%	100.0%
ANDINA	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
QUISHKA	2	10	12	16.7%	83.3%	100.0%
NATIVO	5	7	12	41.7%	58.3%	100.0%
WARI	2	10	12	16.7%	83.3%	100.0%
TOTAL	15	57	72			

Prevalencia de *Taenia pisiformis* por grupo genético

GRUPO GENÉTICO	<i>Taenia pisiformis</i>		Total	Porcentaje con presencia	Porcentaje con ausencia	Total
	Presencia	Ausencia				
PERÚ	1	11	12	8.3%	91.7%	100.0%
INTI	4	8	12	33.3%	66.7%	100.0%
ANDINA	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
QUISHKA	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
NATIVO	1	11	12	8.3%	91.7%	100.0%
WARI	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
TOTAL	6	66	72			

Prevalencia de *Trichuris spp* por grupo genético.

GRUPO GENÉTICO	<i>Trichuris spp</i>		Total	Porcentaje con presencia	Porcentaje con ausencia	Total
	Presencia	Ausencia				
PERÚ	2	10	12	16.7%	83.3%	100.0%
INTI	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
ANDINA	2	10	12	16.7%	83.3%	100.0%
QUISHKA	1	11	12	8.3%	91.7%	100.0%
NATIVO	1	11	12	8.3%	91.7%	100.0%
WARI	3	9	12	25.0%	75.0%	100.0%
TOTAL	9	63	72			

Prevalencia de *Toxocara canis* por grupo genético.

GRUPO GENÉTICO	<i>Toxocara canis</i>		Total	Porcentaje con presencia	Porcentaje con ausencia	Total
	Presencia	Ausencia				
PERÚ	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
INTI	2	10	12	16.7%	83.3%	100.0%
ANDINA	2	10	12	16.7%	83.3%	100.0%
QUISHKA	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
NATIVO	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
WARI	1	11	12	8.3%	91.7%	100.0%
TOTAL	5	67	72			

Prevalencia de *Paraspidodera uncinata* por grupo genético.

GRUPO GENÉTICO	<i>Paraspidodera uncinata</i>		Total	Porcentaje con presencia	Porcentaje con ausencia	Total
	Presencia	Ausencia				
PERÚ	3	9	12	25.0%	75.0%	100.0%
INTI	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
ANDINA	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
QUISHKA	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
NATIVO	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
WARI	0	12	12	0.0%	100.0%	100.0%
TOTAL	3	69	72			

Carga endoparasitaria por grupo genético

Grupo genético	Carga Parasitaria HPG
PERÚ	533.33
INTI	316.67
ANDINA	466.67
QUISHKA	333.33
NATIVO	433.33
WARI	383.33

Carga endoparasitaria hpgh por sexo

Grupo Genético	Cantidad HPGH		Total
	Hembras	Machos	
PERU	175.00	358.33	533.33
INTI	116.67	200.00	316.67
ANDINA	116.67	350.00	466.67
QUISHKA	75.00	258.33	333.33
NATIVO	358.33	75.00	433.33
WARI	150.00	233.33	383.33

Carga endoparasitaria hpgh según etapa productiva

Grupo Genético	Cantidad HPG		Total
	Recría	Reproductores	
PERU	208.33	325.00	533.33
INTI	116.67	200.00	316.67
ANDINA	175.00	291.67	466.67
QUISHKA	108.33	225.00	333.33
NATIVO	241.67	191.67	433.33
WARI	175.00	208.33	383.33

Anexo 9. Análisis estadísticos
ETAPA PRODUCTIVA SEXO

Trichostrongylus sp.

VALORES OBSERVADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
RECRÍA	15.00	13.00	28.00
REPRODUCTOR	9.00	33.00	42.00
TOTAL	24.00	46.00	70.00

$X^2 =$	7.7038	**
X^2 Tabla(0.05) =	3.84	
X^2 Tabla(0.01) =	6.63	

VALORES ESPERADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
RECRÍA	9.6	18.4	28.00
REPRODUCTOR	14.4	27.6	42.00
TOTAL	24.00	46.00	70.00

Eimeria caviae.

VALORES OBSERVADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
RECRÍA	18.00	21.00	39.00
REPRODUCTOR	17.00	51.00	68.00
TOTAL	35.00	72.00	107.00

$X^2 =$	5.0389	*
X^2 Tabla(0.05) =	3.84	
X^2 Tabla(0.01) =	6.63	

VALORES ESPERADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
REPRODUCTOR	12.76	26.24	39.00
RECRÍA	22.24	45.76	68.00
TOTAL	35.00	72.00	107.00

Giardia caviae.

VALORES OBSERVADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
RECRÍA	25.00	16.00	41.00
REPRODUCTOR	16.00	27.00	43.00
TOTAL	41.00	43.00	84.00

$X^2 =$	4.7446	*
X^2 Tabla(0.05) =	3.84	
X^2 Tabla(0.01) =	6.63	

VALORES ESPERADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
REPRODUCTOR	20.01	20.99	41.00
RECRÍA	20.99	22.01	43.00
TOTAL	41.00	43.00	84.00

Taenia pisiformis.

VALORES OBSERVADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
RECRÍA	1.00	1.00	2.00
REPRODUCTOR	2.00	5.00	7.00
TOTAL	3.00	6.00	9.00

VALORES ESPERADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
REPRODUCTOR	0.67	1.33	2.00
RECRÍA	2.33	4.67	7.00
TOTAL	3.00	6.00	9.00

$X^2 =$	0.3214	ns
X^2 Tabla(0.05) =	3.84	
X^2 Tabla(0.01) =	6.63	

Trichuris spp.

VALORES OBSERVADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
RECRÍA	7.00	4.00	11.00
REPRODUCTOR	6.00	0.00	6.00
TOTAL	13.00	4.00	17.00

VALORES ESPERADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
REPRODUCTOR	8.41	2.59	11.00
RECRÍA	4.59	1.41	6.00
TOTAL	13.00	4.00	17.00

$X^2 =$	2.8531	ns
X^2 Tabla(0.05) =	3.84	
X^2 Tabla(0.01) =	6.63	

Toxocara canis.

VALORES OBSERVADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
RECRÍA	1.00	1.00	2.00
REPRODUCTOR	2.00	1.00	3.00
TOTAL	3.00	2.00	5.00

VALORES ESPERADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
REPRODUCTOR	1.20	0.80	2.00
RECRÍA	1.80	1.20	3.00
TOTAL	3.00	2.00	5.00

$X^2 =$	0.1389	ns
X^2 Tabla(0.05) =	3.84	
X^2 Tabla(0.01) =	6.63	

Paraspidodera uncinata.

VALORES OBSERVADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
RECRÍA	0.00	0.00	0.00
REPRODUCTOR	0.00	4.00	4.00
TOTAL	0.00	4.00	4.00

VALORES ESPERADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
REPRODUCTOR	0.00	0.00	0.00
RECRÍA	0.00	4.00	4.00
TOTAL	0.00	4.00	4.00

$X^2 = \#;DIV/0!$	ns
$X^2 \text{ Tabla}(0.05) =$	3.84
$X^2 \text{ Tabla}(0.01) =$	6.63

NÚMERO DE ESPECIES DE PARASITOS

VALORES OBSERVADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
RECRÍA	67.00	56.00	123.00
REPRODUCTOR	52.00	121.00	173.00
TOTAL	119.00	177.00	296.00

VALORES ESPERADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
REPRODUCTOR	49.45	73.55	123.00
RECRÍA	69.55	103.45	173.00
TOTAL	119.00	177.00	296.00

$X^2 =$	17.8234	**
$X^2 \text{ Tabla}(0.05) =$	3.84	
$X^2 \text{ Tabla}(0.01) =$	6.63	

GRUPO GENÉTICO POR SEXO

VALORES OBSERVADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
PERÚ	21.00	43.00	64.00
INTI	14.00	24.00	38.00
ANDINA	14.00	42.00	56.00
QUISHKA	9.00	31.00	40.00
NATIVO	43.00	9.00	52.00
WARI	18.00	28.00	46.00
TOTAL	119.00	177.00	296.00

VALORES ESPERADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
PERÚ	25.73	38.27	64.00
INTI	15.28	22.72	38.00
ANDINA	22.51	33.49	56.00
QUISHKA	16.08	23.92	40.00
NATIVO	20.91	31.09	52.00
WARI	18.49	27.51	46.00
TOTAL	119.00	177.00	296.00

$X^2 =$	51.3037	**
$X^2 \text{ Tabla}(0.05) =$	11.07	
$X^2 \text{ Tabla}(0.01) =$	15.09	

GRUPO GENÉTICO POR ETAPA PRODUCTIVA

VALORES OBSERVADOS			
	RECRÍA	REPRODUCTOR	TOTAL
PERÚ	25.00	39.00	64.00
INTI	14.00	24.00	38.00
ANDINA	21.00	35.00	56.00
QUISHKA	13.00	27.00	40.00
NATIVO	29.00	23.00	52.00
WARI	21.00	25.00	46.00
TOTAL	123.00	173.00	296.00

VALORES ESPERADOS			
	HEMBRA	MACHO	TOTAL
PERÚ	26.59	37.41	64.00
INTI	15.79	22.21	38.00
ANDINA	23.27	32.73	56.00
QUISHKA	16.62	23.38	40.00
NATIVO	21.61	30.39	52.00
WARI	19.11	26.89	46.00
TOTAL	123.00	173.00	296.00

X² =	6.8847	ns
X² Tabla(0.05) =	11.07	
X² Tabla(0.01) =	15.09	



CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE TESIS

El presidente de la comisión de docentes instructores responsables de operativizar, verificar, garantizar y controlar la originalidad de los trabajos de tesis de la Facultad de Ciencias Agrarias, deja constancia que el trabajo de tesis titulado;

“Prevalencia de endoparásitos en seis grupos genéticos de cuyes (*Cavia porcellus*) de la estación experimental agraria Canaán - INIA Ayacucho 2016”

Autor : Zhenia Gladys Quispe Dipaz
Asesor : Magaly Rodriguez Monje

Ha sido sometido al análisis del sistema antiplagio TURNITIN concluyendo que presenta un porcentaje de 21 % de similitud.

Por lo que, de acuerdo al porcentaje establecido en el Artículo 13 del Reglamento de originalidad de trabajos de investigación de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, es procedente otorgar la Constancia de Originalidad.

Ayacucho, 17 de octubre de 2021

Ing. WALTER AUGUSTO MATEU MATEO
Presidente de comisión

Prevalencia de endoparásitos en seis grupos genéticos de cuyes (*Cavia porcellus*) de la estación experimental agraria Canaán - INIA Ayacucho 2016

por Zhenia Gladys Quispe Dipaz

Fecha de entrega: 15-oct-2021 11:07a.m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 1674790729

Nombre del archivo: TESIS_ZHENIA_FINAL_PARA_TURNITIN.pdf (1.9M)

Total de palabras: 18072

Total de caracteres: 87610

Prevalencia de endoparásitos en seis grupos genéticos de cuyes (*Cavia porcellus*) de la estación experimental agraria Canaán - INIA Ayacucho 2016

INFORME DE ORIGINALIDAD

21%

INDICE DE SIMILITUD

21%

FUENTES DE INTERNET

3%

PUBLICACIONES

9%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	cybertesis.unmsm.edu.pe Fuente de Internet	5%
2	repositorio.unsch.edu.pe Fuente de Internet	4%
3	repositorio.cientifica.edu.pe Fuente de Internet	2%
4	1library.co Fuente de Internet	2%
5	www.wordwendang.com Fuente de Internet	1%
6	alicia.concytec.gob.pe Fuente de Internet	1%
7	www.docstoc.com Fuente de Internet	1%
8	www.slideshare.net Fuente de Internet	1%

9	docplayer.es Fuente de Internet	1 %
10	www.caritas.org.pe Fuente de Internet	1 %
11	dspace.esPOCH.edu.ec Fuente de Internet	1 %
12	repositorio.unjbg.edu.pe Fuente de Internet	1 %
13	Submitted to Universidad Cooperativa de Colombia Trabajo del estudiante	<1 %
14	www.repositorio.usac.edu.gt Fuente de Internet	<1 %
15	google.redalyc.org Fuente de Internet	<1 %
16	Submitted to Universidad Católica San Pablo Trabajo del estudiante	<1 %
17	repositorio.lamolina.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
18	tesis.ucsm.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
19	repositorio.unap.edu.pe Fuente de Internet	<1 %

Excluir citas

Activo

Excluir coincidencias < 30 words

Excluir bibliografía

Apagado