



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA



**“VARIABILIDAD GENÉTICA PARA LA RESISTENCIA A
NEMATODES GASTROINTESTINALES EN ALPACAS DEL
FUNDO MALLKINI”**

TESIS

PRESENTADA POR:

NILS ALBERT QUISPE MAMANI

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA**

PUNO – PERÚ

2023



Reporte de similitud

NOMBRE DEL TRABAJO

VARIABILIDAD GENÉTICA PARA LA RESISTENCIA A NEMATODES GASTROINTESTINALES EN ALPACAS DEL FUNDO MALKI

AUTOR

NILS ALBERT QUISPE MAMANI

RECuento DE PALABRAS

15876 Words

RECuento DE CARACTERES

88295 Characters

RECuento DE PÁGINAS

83 Pages

TAMAÑO DEL ARCHIVO

2.6MB

FECHA DE ENTREGA

Dec 19, 2023 3:54 PM EST

FECHA DEL INFORME

Dec 19, 2023 3:55 PM EST

● 13% de similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para cada base de datos

- 13% Base de datos de Internet
- Base de datos de Crossref
- 3% Base de datos de trabajos entregados
- 1% Base de datos de publicaciones
- Base de datos de contenido publicado de Crossref

● Excluir del Reporte de Similitud

- Material bibliográfico
- Material citado
- Coincidencia baja (menos de 20 palabras)



Firmado digitalmente por
RODRIGUEZ HUANCA Francisco
Hailey FAU 20145496170 soft
Motivo: Soy el autor del documento
Fecha: 19.12.2023 18:45:42 -05:00



Firmado digitalmente por COILA
ANASCO Pedro Ulalido FAU
20145496170 hard
Motivo: Doy V° B°
Fecha: 19.12.2023 16:04:09 -05:00

Resumen



DEDICATORIA

Quiero dedicar el presente trabajo de investigación principalmente a Dios por haberme dado fuerza y valor para culminar esta etapa de mi vida. Agradezco también la confianza y el apoyo brindado por parte de mi madre Olga, que sin duda alguna en el trayecto de mi vida me ha demostrado su amor, corrigiendo mis faltas y celebrando mis triunfos, motivándome a seguir adelante en los momentos más difíciles, a mi padre Venicio por brindarme consejos y el apoyo necesario, y a mi hermano Franz por su apoyo incondicional.

Dedico también la presente tesis a toda mi querida familia por su comprensión y estímulo constante además de su apoyo incondicional en cada decisión y proyecto, me dio fortaleza para seguir luchando por mis objetivos y metas, a mi tía Hilda, tío Fredy, a mi primo Brajean y primas Brizet y Rocío, gracias por su guía y todos sus consejos hago presente mi gran afecto hacia ustedes.

Con profunda nostalgia dedicada a la memoria de mis queridos abuelos Bernardina y Eloy, y a mi querida tía Elizabeth quienes siempre me motivaron con sus sabios consejos.

Nils Quispe



AGRADECIMIENTOS

Principal agradecimiento a Dios quién me ha guiado y me ha dado la fortaleza para seguir adelante.

Agradezco a mi alma mater, la Universidad Nacional del Altiplano de Puno y a mi gloriosa Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, por permitirme ser parte de esta prestigiosa y respetable casa de estudios, por haberme permitido formarme en ella, y agradecer también a toda su plana docente, por haber compartido sus conocimientos.

“Este proyecto ha sido co-financiado por PROCENCIA, a través de su unidad ejecutora Fondecyt mediante el proyecto de contrato N° 183-2020-FONDECYT”

Al fundo Mallkini, por brindarme el apoyo necesario para la ejecución de mi proyecto de investigación.

Al Ing. Moises Asparrin Tapia por permitir la realización del estudio de investigación en el fundo Mallkini.

Agradecer también de manera especial a mi asesor de tesis Mg. Francisco Halley Rodríguez Huanca por su dedicación y paciencia, por compartir sus conocimientos y guiarme en el proceso de la presente tesis.

A los docentes miembros del jurado D.sc Roberto Floro Gallegos Acero, M.Sc. Rolando Daniel Rojas Espinoza, MVZ. Gerardo Godofredo Mamani Choque por brindarme la orientación necesaria en las correcciones y recomendaciones.

Al Dr. Julio Málaga Apaza (Q.E.P.D.) por la orientación e impartir sus conocimientos y el tiempo brindado para la elaboración de la tesis

Al Dr. Carlos Enríquez Añamuro por el asesoramiento y guía en el presente trabajo de investigación.

Al Dr. Carlos Wilkerson Jara Vargas por el apoyo en el trabajo de investigación.

A mis amigos: Anais, Alex, y Manuel por su apoyo durante la realización del presente trabajo de investigación.

Un sincero agradecimiento a Yessy por su confianza, cariño y apoyo incondicional en este proceso de investigación.

Y finalmente gracias a todas las personas que fueron participes de este proceso que de una u otra forma me brindaron su apoyo en la realización de este trabajo.

Nils Quispe



ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA	
AGRADECIMIENTOS	
ÍNDICE GENERAL	
ÍNDICE DE TABLAS	
ÍNDICE DE FIGURAS	
INDICE DE ANEXOS	
ACRÓNIMOS	
RESUMEN	12
ABSTRACT	13
CAPÍTULO I	
INTRODUCCIÓN	
1.1. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN	16
1.1.1. Objetivo General	16
1.1.2. Objetivos Específicos	16
CAPÍTULO II	
REVISIÓN DE LITERATURA	
2.1. MARCO TEÓRICO	17
2.1.1. Mejora Genética	17
2.1.2. Programas de mejora genética	17
2.1.3. Genoma de la alpaca	18
2.1.4. Parámetros genéticos de la alpaca	19
2.1.5. Heredabilidad	19
2.1.6. Correlación genética	20



2.1.7.	Correlación Fenotípica	22
2.1.8.	Correlación intraclase.....	22
2.1.9.	Resistencia Genética	22
2.1.10.	Modificantes de factores ambientales	23
2.1.11.	Resistencia a enfermedades en alpacas.....	24
2.1.12.	Parasitosis Gastrointestinal	25
2.1.13.	Nematodos en alpacas	25
2.1.14.	Epidemiología de los Nematodos.....	26
2.1.15.	Morfología de los nematodos en alpacas	27
2.1.16.	Ciclo biológico de los nematodos	32
2.2.	ANTECEDENTES	34
2.2.1.	Resistencia a nematodos gastrointestinales en alpacas	34
2.2.2.	Resistencia a nematodos gastrointestinales en otras especies	35
CAPÍTULO III		
MATERIALES Y MÉTODOS		
3.1.	ÁMBITO DE ESTUDIO	39
3.2.	CLIMA	39
3.3.	MATERIAL EXPERIMENTAL	39
3.3.1.	Población de animales.....	39
3.4.	EQUIPOS, MATERIALES Y REGISTROS.....	40
3.4.1.	Equipos de laboratorio	40
3.4.2.	Material de laboratorio	40
3.4.3.	Material de campo para muestreo	41
3.4.4.	Material para el peso vivo	41
3.5.	MÉTODOS	42



3.5.1. Identificación de los animales	42
3.5.2. Toma de muestras.....	42
3.5.3. Determinación del peso del animal	42
3.5.4. Análisis Coproparasitológico	43
3.5.5. Interpretación de recuento de huevos por gramo de heces (HPG)	44
3.5.6. Método cualitativo de flotación.....	45
3.6. ANÁLISIS DE DATOS	46
CAPÍTULO IV	
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	
4.1. COMPONENTES DE VARIANZA Y LA HEREDABILIDAD PARA LA RESISTENCIA A NEMATODES GASTROINTESTINALES EN ALPACAS.....	48
4.2. VALORES GENÉTICOS PARA LA RESISTENCIA A NEMATODES GASTROINTESTINALES EN ALPACAS.....	57
V. CONCLUSIONES.....	62
VI. RECOMENDACIONES	63
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	64
ANEXOS.....	76

Área: Salud animal

Tema: Resistencia a nematodos gastrointestinales en alpacas

FECHA DE SUSTENTACIÓN: 22 de Diciembre del 2023



ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1 Características morfológicas de los huevos de nematodes gastrointestinales en alpacas.....	31
Tabla 2 Valores de heredabilidad para la resistencia a nematodes gastrointestinales en diferentes especies.....	38
Tabla 3 Distribución de animales seleccionados por sexo y clase.....	40
Tabla 4 Distribución de frecuencias y recuento de huevos de nematodes por gramo de heces de alpacas del Fundo Mallkini.	48
Tabla 5 Prevalencia de parásitos gastrointestinales en alpacas según clase animal. .	50
Tabla 6 Componentes de varianza fenotípica, genético aditiva y residual (σ_p^2 , σ_a^2 , y σ_e^2 respectivamente), heredabilidad (h^2) para la resistencia a nematodes gastrointestinales de acuerdo al tipo de parasito.....	52
Tabla 7 Valores genéticos negativos (-) para la resistencia a nematodes gastrointestinales para los reproductores.	57
Tabla 8 Valores genéticos positivos (+) para la resistencia a nematodes gastrointestinales para los reproductores.	58



ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1 Lugar de recolección de muestras, Fundo.	76
Figura 2 Animales del grupo plantel.....	76
Figura 3 Registro de datos y toma de muestras.	77
Figura 4 Colección de muestras fecales de los animales.	77
Figura 5 Peso de muestras fecales.	77
Figura 6 Peso y disolución de la solución azucarada sheather.	78
Figura 7 Materiales para el homogenizado de las muestras.	78
Figura 8 Homogenizado de la muestra.	78
Figura 9 Filtrado de la muestra homogenizada con un embudo de malla de metal. .	79
Figura 10 Colección en cámara McMaster con ayuda de una pipeta Pasteur de plástico.	79
Figura 11 Colección de la muestra restante en viales.	79
Figura 12 Cubierta con lamina cubreobjetos.	80
Figura 13 Observación microscópica.....	80
Figura 14 Huevo tipo Nematodirus lamae.	80
Figura 15 Huevo tipo Nematodirus lamae, vista por el método de flotación.	81
Figura 16 Huevo tipo Nematodirus spathiger.	81
Figura 17 Huevo tipo Nematodirus spathiger, vista por el método de flotación	81



INDICE DE ANEXOS

	Pág.
ANEXO 1: Recolección de datos, muestreo, procesamiento y resultados.....	76



ACRÓNIMOS

HPG	: Huevo por gramo de heces
NGI	: Nematodos gastrointestinales
FWEC	: Recuento de huevos de gusanos fecales
RHG	: Recuento de huevos de gusano
FEC	: Recuento de huevos fecales
EE	: Error estándar
N	: <i>Nematodirus</i>
L	: <i>Lamanema</i>
HTS	: Huevos tipo <i>Strongylus</i>
Sp	: Especie no identificada
σ_p^2	: Varianza fenotípica
σ_a^2	: Varianza genético aditiva
σ_e^2	: Varianza residual
h^2	: Heredabilidad
MI	: Mililitro
m.s.n.m.	: Metros sobre el nivel del mar
ha	: Hectárea
%	: Porcentaje
MINAGRI	: Ministerio de Agricultura y Riego



RESUMEN

La investigación, se realizó en centro de crianza “Fundo Mallkini” que está a cargo de la empresa MICHELL & CIA S.A. Ubicado en el distrito de Muñani, provincia de Azángaro, departamento Puno. Los objetivos fueron estimar la variabilidad genética, componentes de varianza y heredabilidad para la resistencia a parásitos gastrointestinales en alpacas. La población muestral fue de 777 alpacas Huacaya, de acuerdo a la edad y sexo del grupo plantel, las mismas que fueron muestreadas posterior a la época de lluvias entre los meses de Junio del 2021 a Julio del 2021, de las cuales se obtuvieron muestras fecales directamente del recto del animal. Se realizó el análisis parasitológico en el Laboratorio de Parasitología Animal de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia – UNA Puno, y se determinó el recuento de huevos por gramo de heces, mediante el método de McMaster modificado y se usó también el método cualitativo de flotación, donde se consideró niveles de infección como negativos, infección leve, infección moderada e infección. Se aplicó un modelo de regresión lineal mixto para la determinación de la variabilidad genética, componentes de varianza y parámetros genéticos. Se obtuvo como resultados valores de heredabilidad que fueron de 0.29, 0.15, 0.14, 0.11 para los huevos de nematodos gastrointestinales tipo, *Strongylus*, *Nematodirus lamae*, *Nematodirus spathiger*, *Lamanema chavez*, respectivamente; y la heredabilidad promedio fue de 0.16, se estimaron valores genéticos para la resistencia a nematodos gastrointestinales que oscilaron desde -0,43 a 0.31. Se concluyó la existencia de variabilidad genética para la resistencia a nematodos gastrointestinales, se puede usar la selección genética fenotípica como herramienta complementaria en programas de control de parásitos ya que produce ganancias genéticas.

Palabras Clave: Alpacas, Parásitos gastrointestinales, Resistencia genética, Variación genética.



ABSTRACT

The research was carried out in the breeding center "Fundo Mallkini" which is in charge of the company MICHELL & CIA S.A. Located in the district of Muñani, province of Azángaro, department of Puno. The objectives were to estimate the genetic variability, variance components and heritability for resistance to gastrointestinal parasites in alpacas. The sample population was 777 Huacaya alpacas, according to age and sex of the group, which were sampled after the rainy season between June 2021 and July 2021, from which fecal samples were obtained directly from the rectum of the animal. Parasitological analysis was performed at the Laboratory of Animal Parasitology of the Faculty of Veterinary Medicine and Animal Husbandry - UNA Puno, and the egg count per gram of feces was determined by the modified McMaster method and the qualitative flotation method was also used, where infection levels were considered as negative, mild infection, moderate infection and infection. A mixed linear regression model was applied to determine genetic variability, variance components and genetic parameters. Heritability values of 0.29, 0.15, 0.14, 0.11 were obtained for gastrointestinal nematode eggs, *Strongylus*, *Nematodirus lamae*, *Nematodirus spathiger*, *Lamanema chavez*, respectively; and the average heritability was 0.16. Genetic values for resistance to gastrointestinal nematodes were estimated ranging from -0.43 to 0.31. The existence of genetic variability for resistance to gastrointestinal nematodes was concluded, and phenotypic genetic selection can be used as a complementary tool in parasite control programs since it produces genetic gains.

Keywords: Alpacas, Gastrointestinal parasites, Genetic resistance, Genetic variation.



CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

La crianza de alpacas es una actividad importante en las zonas de puna alta, donde estos animales son fuente de fibra, carne (Guerrero y Alva, 1986) y pieles útiles para el sustento de las familias campesinas; sin embargo, uno de los factores que afectan la productividad de los camélidos sudamericanos (CSA) son las enfermedades parasitarias (Ameghino y De Martini, 1991).

En el Perú la ganadería alpaquera representa una actividad socioeconómica importante, las alpacas representan fuente de carne fibra y cuero de valor comercial considerable, son uno de los pocos animales domesticados que pueden ser explotados comercialmente en altitudes superiores a los 4000msnm. Sin embargo, diversas enfermedades parasitarias pueden desarrollarse en estas condiciones de crianza, de allí que se les considera como un serio problema sanitario (Ballweber, 2009).

El Perú es el mayor productor de camélidos sudamericanos, con una población de aproximadamente 3,7 millones de alpacas, y la domesticación de la especie se remonta a más de 7 mil años. La producción de fibra de alpaca está alrededor de las 4500 toneladas, de las cuales el 90% se industrializa, y de ella más del 60% se exporta como tops y prendas; teniendo buena aceptación y demanda en el mercado mundial. (MINAGRI, 2018).

La región de Puno ocupa el primer lugar en producción alpaquera, con 2,035,280 alpacas, que se cuentan a nivel nacional y constituyéndose en el primer productor de alpacas de nuestro país, destaca con mayor cantidad de población de alpacas la provincia de: lampa con 317,525 seguido por la provincia de Melgar 280,740, Carabaya 279,810,



Chucuito 187,100, Collao 182,495, Puno 182,160 Azángaro 178,110, Huancané 156,040, San Antonio de Putina 149,550, San Román 56,630, Sandia 54,330, Moho 10,400 y Yunguyo 390. (Dirección Regional Agraria, 2019).

Los nematodos gastrointestinales se consideran importantes desde el punto de vista patológico y epidemiológico en diversas zonas geoecológicas, principalmente en las zonas templadas subtropicales y tropicales del mundo. La distribución y prevalencia de estos NGI se debe a la adaptabilidad y resistencia a diversas condiciones climáticas (Vázquez *et al.*, 2004. Cuellar, 2007). Debido a los daños ocasionados por estos organismos, los productores se ven obligados a realizar cuantiosas inversiones para minimizar el efecto negativo al que se ven sometidos sus rebaños (Machen *et al.*, 2002, Schoenian, 2003).

Las causas principales de mortalidad en alpacas fueron enfermedades infecciosas 51.70%, anomalías orgánicas 24.08%, causas accidentales 13.36%, causas nutricionales 7.83% y enfermedades parasitarias 3.03%. Las causas parasitarias de mortalidad Sarna 33.33%, sarcosistiosis 28.95%, coccidiosis 25.44%, gastroenteritis verminosa 10.52%, dictiocaulosis e hidatidosis 0.88% respectivamente. (J. Paredes et, al. 2009)

Los camélidos sudamericanos como la alpaca esta parasitada por especies de nematodos, helmintos, platelmintos, y otros parásitos que ocasionan morbilidad y mortalidad, esta especie ha necesitado desarrollar mecanismos para la resistencia genética a parásitos como a los nematodos gastrointestinales, a partir del cual se pueden construir poblaciones genéticamente mejoradas. Sin embargo, implementar programas de mejora genética a largo plazo requiere determinar parámetros genéticos específicos que abarquen un mayor número de animales y varias generaciones.



Una de las limitantes en el control de la nematodiasis es la resistencia que han venido adquiriendo frente a las drogas antihelmínticas (Kaplan, 2004; Gilleard, 2006; Pomroy, 2006).

Por estos aspectos, el propósito del presente estudio fue determinar la variabilidad genética para resistencia a parásitos gastrointestinales como los nematodos gastrointestinales, que afectan a la alpaca en la Región Puno además del cálculo de valores de cría de los reproductores.

1.1. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

1.1.1. Objetivo General

Estimar la variabilidad genética para la resistencia a parásitos gastrointestinales en alpacas del fundo Mallkini.

1.1.2. Objetivos Específicos

Estimar los componentes de varianza y la heredabilidad para la resistencia a parásitos gastrointestinales en alpacas del grupo plantel del Fundo Mallkini.

Estimar los valores genéticos para la resistencia a parásitos gastrointestinales en las alpacas del grupo plantel del Fundo Mallkini.



CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. MARCO TEÓRICO

2.1.1. Mejora Genética

El mejoramiento genético involucra procesos de evaluación genética y difusión del material genético seleccionado, en los cuales se pueden usar tecnologías reproductivas artificiales tales como la inseminación artificial, ovulación múltiple la transferencia de embriones y la fertilización in vitro, así como el uso de marcadores de ADN. (Cardellino y Rovira, 1987).

Hay un contraste interesante entre el enfoque de la cría de animales con su énfasis en la estimación de las variaciones genéticas y fenotípicas y el enfoque de la biología evolutiva con su énfasis en la aptitud y los gradientes de selección. Podría ser útil intentar una síntesis. No parece apropiado tratar siempre la aptitud como un rasgo más en un análisis de modelo mixto estándar de rasgos distribuidos normalmente. (Thompson, 2008).

El mejoramiento para la resistencia a los nematodos ofrece una alternativa para controlar el parasitismo, pero su eficacia depende de la variación genética en el recuento de huevos de gusanos fecales (FWEC), una medida indirecta de la resistencia del parásito.(Dzama y Occidental, 2021).

2.1.2. Programas de mejora genética

Los programas de mejora genética tienen como objetivo maximizar las ganancias. Por lo tanto, identificar sus objetivos es uno de los pasos más



importantes. El objetivo es la selección de caracteres a mejorar, porque afectarán los costos de producción y la rentabilidad. Asimismo, en sistemas tradicionales de pequeños rumiantes los objetivos de selección pueden incluir caracteres tangibles y no tangibles, sin embargo, en los programas de selección sólo algunos caracteres, y mayormente de fácil medición son usados como criterios de selección (Kosgey y Okeyo, 2007).

Al diseñar un esquema de selección dentro de un programa de mejoramiento genético, un buen punto de partida es evaluar los programas de mejoramiento que se han desarrollado y se están desarrollando actualmente en sistemas de producción similares, y por tanto el potencial y las opciones de mejora genética serán bien entendidas. En países en desarrollo donde los criadores tienen rebaños con poca cantidad de animales – como es el caso de la producción alpaquera en Perú y Bolivia -, a pesar de los muchos esfuerzos realizados sólo se ha obtenido pequeños progresos genéticos principalmente debido a problemas institucionales, técnicos y de infraestructura (Kosgey *et al.*, 2006).

2.1.3. Genoma de la alpaca

Los avances biotecnológicos y el acceso a la secuenciación de última generación han permitido asociar varios rasgos fenotípicos de interés con genes y/o marcadores dentro del genoma de la alpaca. Algunas relaciones que han sido encontradas gracias al uso de estas herramientas biotecnológicas pueden evidenciarse en: Estudio de hembras infértiles y la presencia del “cromosoma diminuto” relacionado al cromosoma 36 en alpacas (Ávila *et al.*, 2015).



2.1.4. Parámetros genéticos de la alpaca

Los parámetros genéticos son importantes y necesarios en el contexto de los programas de mejoramiento genético, especialmente para determinar el valor genético de los animales, crear indicadores de selección, estimar el progreso genético y seleccionar estrategias de mejoramiento a utilizar. Para estimar los valores de los principales parámetros genéticos (heredabilidad, repetibilidad y correlaciones genéticas), se parte la varianza fenotípica en sus componentes como la variancia aditiva, variancia ambiental (temporal, permanente o ambos), y las covarianzas aditivas y ambientales (Falconer y Mackay, 1996). Los métodos de estimación de los parámetros genéticos se basan en la estimación de las covarianzas aditivas entre los parientes (Kearsey y Pooni, 1996).

Las estimaciones de valores genéticos medios en diferentes generaciones ciertamente tienen una estructura interesante debido a la acumulación de deriva genética en cada generación (Hill 1972; Thompson y Atkins 1994). En algunos casos, incluido el ejemplo de las dos generaciones anteriores, el valor medio genético predicho en la segunda generación es una función de la heredabilidad y el diferencial de selección y no depende de los valores individuales en la segunda generación. Hadfield (2008) ha dado otros casos en los que el uso de valores genéticos predichos para estimar los diferenciales de selección es ingenuo.

2.1.5. Heredabilidad

Los valores de heredabilidad son siempre positivos, pueden variar entre 0 y 1 y pueden expresarse como porcentaje. Si el valor es cero, la variación en el rasgo no está determinada genéticamente y la selección será totalmente inefectiva. En el caso de que sea uno, no hay variación ambiental y el valor fenotípico es



igual al valor de cría, lo que permite una selección muy eficiente. Estos valores extremos rara vez se alcanzan y las heredabilidades superiores a 0,7 se consideran muy altas. La heredabilidad de un carácter cuantitativo en una población es el parámetro genético de mayor importancia, ya que determina la estrategia a ser usada en el mejoramiento de ese carácter. (Genghini *et al.*, 2002).

Entre medios hermanos (H.S.) Es un método en el que se utiliza la semejanza entre hermanos, es el más utilizado y recomendado en el mejoramiento animal, porque no posee influencia de dominancia materna e interacción, estima $\frac{1}{4}$ de la heredabilidad, se adapta muy bien al tipo de datos que pueden ser obtenidos tanto en estaciones experimentales como en centros de producción (Cardellino y Rovira, 1987).

2.1.6. Correlación genética

Las causas genéticas de las correlaciones son principalmente las propiedades pleiotrópicas de los genes, a través de las cuales los genes influyen en dos o más características. Cuando un gen se segrega causa una variación simultánea, se producen cambios simultáneos en los caracteres que afecta. Sin embargo, la correlación resultante de la pleiotropía es el efecto total o neto de todos los genes segregantes que influyen en ambos caracteres. Algunos pueden incrementar los valores de ambos caracteres, mientras que otros pueden incrementar en uno y disminuir en otro, aunque el ligamiento es también una causa transitoria de correlación particularmente en poblaciones derivadas de cruza entre estirpes divergentes, aunque con el tiempo la correlación causada por el ligamiento tiende a desaparecer a medida que el entrecruzamiento va separando



los genes que estaban originalmente en el mismo bloque en el cromosoma (Falconer y Mackay 1996).

Las razones exactas de la correlación genotípica son difíciles de conocer, y se puede explicar parcialmente pensando que un mismo gen puede determinar varios caracteres a la vez, fenómeno conocido por pleiotropía (Quispe y Alfonso, 2007) o que también los genes están próximos en el genoma y se suelen heredar conjuntamente, fenómeno denominado ligamiento. Al igual que los otros parámetros genéticos, es una característica propia de la población, pero a diferencia de los otros, éste es más inestable ante cualquier cambio genético que se produzca en una población (Cameron, 1997).

La causa de la correlación genética entre A1 y A2 puede ser permanente o temporal. La causa permanente de correlación genética entre dos rasgos es la pleiotropía. Algunos de los genes que afectan a 1 también afectan a 2. Una causa no permanente de correlación genética entre dos caracteres es el ligamiento (linkage), el llamado "desequilibrio genético" (linkage disequilibrium). Con el tiempo, la correlación causada por el ligamiento tiende a desaparecer. Esto se debe a que el entrecruzamiento crossing-over. Los genes que se originan en el mismo bloque de un cromosoma tienden a desaparecer. La correlación genética entre dos caracteres de el mismo animal, se puede medir, observando a muchos pares de individuos estrechamente emparentados, y correlacionando el carácter "X" en un miembro del par con el carácter "Y" en el otro. Esto requiere un número elevado de individuos, y las estimaciones adolecen de serios errores de muestreo (Cardellino y Rovira, 1987).



2.1.7. Correlación Fenotípica

La asociación directamente observable entre dos caracteres es una correlación de valores fenotípicos o una correlación fenotípica. Esta se estima usando las mediciones de los caracteres hechos en varios individuos de la población. (Falconer y Mackay 1996).

El rango de valores posibles de la correlación es de -1 a 1. La causa de la correlación fenotípica observada entre dos caracteres no es necesariamente genética, lo cual quiere decir que, aunque haya una correlación fenotípica total, es la correlación ambiental entre 1 y 2, que es la correlación entre los desvíos ambientales más las fuentes genéticas no aditivas, dominancia, interacción y ambiental (Cardellino y Rovira, 1987).

2.1.8. Correlación intraclase

Si se cuenta con información fenotípica de los padres y de sus crías se utilizará la regresión lineal progenie-padre(s); si la información fenotípica de hermanos es disponible se empleará un análisis de variancia para obtener la correlación intraclase entre hermanos enteros o medios hermanos; si se cuenta con amplia información genealógica y fenotípica se podrá emplear el modelo animal en conjunto con el método de máxima verosimilitud restringida (REML) para estimar los componentes de varianza (Thompson, 2008).

2.1.9. Resistencia Genética

Los parásitos adultos dentro del huésped seleccionan genes de resistencia cada vez que entran en contacto con un antiparásito en un proceso genético e irreversible. Con la continua selección y reproducción de los nemátodos



resistentes, aumenta la frecuencia de genes resistentes en la población, los nemátodos resistentes sobreviven hasta producir el fracaso del tratamiento antihelmíntico (Sangster,1999). Por ello, se debe prevenir precozmente su establecimiento para retardar la acumulación de los genes de resistencia (Martín, 1987). Los híbridos resultantes de la combinación de genes de resistencia y sensibles retardan la aparición de poblaciones de parásitos resistentes (Sáenz *et al.*, 1991).

2.1.10. Modificantes de factores ambientales

Los factores ambientales que alteran las respuestas productivas de las alpacas incluyen los efectos del año de nacimiento y la edad de la madre. Asimismo, la influencia del día de nacimiento persiste hasta los diez meses de edad. Crías nacidas en los primeros días de la estación de parición muestran una mayor tasa de sobrevivencia (Bustinza *et al.*, 1988).

Para la mayoría de los caracteres, algunas de las variaciones observadas están determinadas genéticamente, mientras que otras son el resultado de factores ambientales. Si la mayor parte de la variación es de origen genético, las diferencias en la producción se deben principalmente a los genes que posee cada individuo, muchos de los cuales probablemente se transmitirán a la progenie. Por otro lado, si la proporción mayor de las diferencias entre animales es de origen ambiental, esos efectos no son transmitidos a la progenie (Genghini *et al.*, 2002).

Dentro del factor medioambiental se tiene que las cargas parasitarias disminuyen durante la época seca (Rojas, 1990; Leguía y Casas, 1999).



Se conoce que la humedad superior al 70% permite el desarrollo de huevos de nematodos en pequeña escala, siendo de 96% la humedad ideal para su desarrollo (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

2.1.11. Resistencia a enfermedades en alpacas

Los animales que se recuperan de la infección adquieren inmunidad frente a la misma especie infectante, pero no adquieren inmunidad absoluta, y los animales adultos recuperados se re infectan continuamente, aunque en menor medida, y sufren infecciones leves. Las situaciones estresantes pueden debilitar su sistema inmunológico y provocar la enfermedad. Es así que, las alpacas adultas son consideradas como portadores asintomáticos que van a ir eliminando los ooquistes junto con las heces para infestar pasturas (Guerrero y Leguía, 1987).

El término de resistencia a las enfermedades parasitarias se utiliza para describir tanto la resistencia a la infección, como a las consecuencias de la infección, es decir, a la enfermedad en sí (Woolaston y Baker, 1996).

Respecto al sexo, se menciona que las hembras presentan menos parásitos que los machos. Un estudio en animales jóvenes demostró que mediante la administración de hormonas femeninas la resistencia a las infecciones por parásitos aumentó, en cambio en hembras ovariectomizadas su resistencia disminuyó hasta el nivel de los machos (Dunn, 1983).

Una baja de la resistencia se presenta por la presencia de hormonas inmunosupresivas como la prolactina, corticosteroides, progesterona o estronas (Leguía y Casas, 1999). Tal vez algunos animales estén predispuestos a una infección grave por factores genéticos, conductuales, nutricionales o ambientales (Tizard, 1998).



Entre los factores del hospedador, la nutrición es el principal factor para la promoción y soporte de cualesquiera de los mecanismos relacionados con la resistencia general y contra el parasitismo en particular (Rojas, 1990). La deficiencia de ciertos componentes en la dieta afecta no sólo el crecimiento del hospedador, sino también del parásito que lo infecta (Dunn, 1983).

La mejora genética de la resistencia a enfermedades, además de disminuir las pérdidas económicas por brotes infecciosos, indirectamente también vela por el bienestar animal, mitiga problemas ambientales y éticos que surgen como efectos del control por el uso de vacunas y otros fármacos (Stear *et al.*, 2001).

2.1.12. Parasitosis Gastrointestinal

Los parásitos gastrointestinales identificados en alpacas incluyen nematodos, trematodos, cestodos y protozoarios. En Sudamérica se han reportado parásitos específicos para camélidos, como los nematodos *Graphinema aucheniae*, *Spiculopteragia peruviana* y *Nematodirus lamae*, así como parásitos protozoarios del género *Eimeria* en el tracto gastrointestinal (Cebra *et al.*, 2014).

2.1.13. Nematodes en alpacas

El desarrollo exógeno está influenciado por la humedad y la temperatura ambiental. Esta diferencia también se observa en los huevos de *Nematodilus* y *Lamanema*, donde las larvas L3 tardan de 3 a 4 semanas en salir de los huevos y de manera similar requieren estimulación térmica y mecánica. El desarrollo endógeno se produce de la misma manera en todos los tipos de infección, excepto en *Lamanema*, que migra al hígado, para así mudar a L4 y retorna al intestino vía del colédoco. Estos nematodos inducen una serie de alteraciones fisiopatológicas originadas por su penetración, migración y hábitos alimenticios, Anemia e



hipoproteinemia por pérdida de sangre. Disminución del apetito debido al dolor provocado por la acción traumática del parásito. La actividad metabólica aumenta para compensar la pérdida de sangre y proteínas extraídas por el parásito. Cambios en la composición corporal y el metabolismo energético. Los signos clínicos asociados con el parasitismo, son compartidos por muchas enfermedades, por lo que la infección puede confirmarse detectando los huevos en los exámenes coproparasitológicos. (Martinez.*et al.*, 2012).

Existen especies de nemátodos específicos de los camélidos como son: *Graphinema aucheniae*, *Spiculopteragia peruviana*, *camelostrongylus*, *Nematodirus lamae*, y *lamanema*. (SAG, 2002).

2.1.14. Epidemiología de los Nematodes

La gastroenteritis por nematodes influyen en la aparición de factores del animal, del medio ambiente y del parásito. En individuos jóvenes y con deficiencias nutricionales es más frecuente la presentación de la enfermedad, principalmente debido a la falta de una inmunidad adecuada. La relación entre el medio ambiente y la supervivencia de los parásitos es muy estrecha: las condiciones climáticas favorables durante la temporada de lluvias conducen a una mayor supervivencia de las larvas. En el caso de los nemátodos donde el desarrollo de L1 a L3 ocurre dentro del huevo, como es el caso de *Lamanema*, se han encontrado larvas viables en pastizales hasta por 2 años (Rojas *et al.*, 1981).



2.1.15. Morfología de los nematodos en alpacas

a) *Lamanema chavezii*

La región cervical y la cutícula de la cabeza esta ligeramente hinchada y la cavidad bucal es superficial con dos dientes laterales en la base y un diente dorsal cónico. Los lóbulos laterales tienen una superficie finamente estriada y los lóbulos de la bursa son grandes. Los bordes corporales son festoneados. El lóbulo dorsal es pequeño, poco definidas y demarcado por pliegues. Las espículas son amarillentas, delgadas distalmente y gradualmente se hacen cónicas hacia el extremo distal. En el tercio distal de cada espícula se bifurca en dos partes. uno tiene una parte interior afilada en forma de espuela y el otro tiene una parte exterior grande y resistente con una pequeña extensión membranosa de color ovalada en su punta. El gubernáculo es oscuro. (Becklund, 1963). Los huevos son alargados con extremos redondeados y 16 blastómeros. (Leguía y Casas, 1999).

b) *Nematodirus spathiger*

Los parásitos adultos miden de 10 a 25 mm. En el extremo anterior se observa una dilatación cuticular formando una vesícula cefálica provista de estriaciones transversales (Leguía y Casas, 1999). Los machos presentan un bursa copulatriz relativamente más pequeña que *N. filicollis*, con un lóbulo dorsal poco definido está claramente separada de los lóbulos laterales y sus largas y delgadas espículas, están unidas en su extremo distal y rodeadas de una membrana que termina en forma de espátula que carece de gubernáculo. La parte posterior de la hembra tiene



una forma de cono truncado con una espina pequeña. Los huevos son grandes y ovoideos, con extremos ligeramente alargados y con ocho blastómeros (Morgan y Hawkins, 1949; Leguía y Casas, 1999).

c) *Nematodirus lamae*

La región cervical y la cabeza son típicas de este género, con una cutícula estriada ligeramente abultada, con un diente dorsal y dos pequeños dientes laterales en la base de la cavidad bucal. La bursa es pequeña con dos lóbulos laterales de aproximadamente la misma longitud, y un lóbulo dorsal corto que se divide en dos partes. Las espículas son separadas en el tercio anterior y unidas hacia la mitad, de las mismas, se combinan y estrechan en la décima parte distal, a esta altura una expansión membranosa se hace tridimensional y en forma de corazón (Becklund, 1963). Los huevos son alargados con bordes redondeados, de color marrón y 8 blastómeros (Leguía y Casas, 1999)

d) *Cooperia oncophora*

Los adultos miden de 5.5 a 9 mm. (Leguía y Casas, 1999), los machos poseen bursa con dos lóbulos laterales y un lóbulo dorsal, los lóbulos laterales se encuentran sostenidos por dos radios ventro-ventrales, un radio lateroventral, tres rayos laterales (externo lateral, medio lateral y posterolateral) y un radio externo dorsal se encuentra sostenido por un radio dorsal (Lapage, 1982). Sus espículas son oscuras, robustas de doble curvatura con un abultamiento dorsal prominente, cóncavo en el tercio medio del fragmento y que termina en un proceso en forma de botón. Los huevos son HTS (Leguía y Casas, 1999).



e) Cooperia macmasteri

Los adultos miden de 5 a 9 mm, en el extremo anterior presenta una pequeña dilatación cuticular con estriaciones transversales (Leguía y Casas, 1999), los machos 7 presentan espículas casi rectas o perfil dorsal ligeramente convexo, cuya extremidad distal está rodeada por una membrana hialina en forma triangular o de lanza y por un pequeño tronco raro de la costilla dorsal de la bursa (Guerrero, 1967) y ausencia de gubernáculum (Leguía y Casas, 1999).

f) Ostertagia ostertagi

Los adultos miden de 6.5 a 9.2 mm, con una pequeña capsula bucal en el extremo anterior y una bursa copulatriz con dos lóbulos ventrales, un lóbulo dorsal y un lóbulo accesorio en los machos. Las espículas son trifurcadas y con ramas relacionados por medio de quitina (Borchert, 1981). La vulva de la hembra suele estar cubierta por una cutícula, y al final de la cola hay una banda gruesa con cuatro ó cinco franjas transversales. Poseen huevos “Tipo Strongylus” (Leguía y Casas, 1999).

g) Trichostrongylus axei

Los adultos miden de 3 a 12 mm, el extremo anterior es muy fino y sin cápsula bucal, el rayo externo dorsal es grande y dividido en dos, cada uno de los cuales es bifurcado (Morgan y Hawkins, 1949). Presenta espículas cortas, asimétricas; cuentan con un gubernáculo de forma navicular. Los huevos son del “Tipo Strongylus” (Leguía y Casas, 1999).



h) Trichostrongylus colubriformis

El tamaño adulto mide de 4 a 8 mm. La cavidad bucal es muy pequeña y no muy bien definido. Las papilas cervicales están ausentes (Morgan y Hawkins, 1949), el macho presenta espículas cortas, iguales y terminan en un proceso triangular. Los huevos son HTS (Leguía y Casas, 1999).

i) Camelostromylus mentolatus

Los adultos miden de 6 a 10 mm., los machos poseen espículas largas y delgadas con estriaciones transversales en toda su longitud (Dunn, 1983). Presenta huevos HTS (Leguía y Casas, 1999)

j) Graphinema aucheniae

Los adultos miden de 5. a 12 mm. Las papilas cervicales son poco desarrolladas, la bursa copulatriz consta de dos grandes lóbulos laterales y un pequeño lóbulo dorsal muy poco diferenciado, las papilas prebursales son desarrolladas, las espículas son delgadas y tienen una membrana transparente triangular en la extremidad posterior (Guerrero y Rojas, 1969). Presentan huevos HTS (Leguía y Casas, 1999).

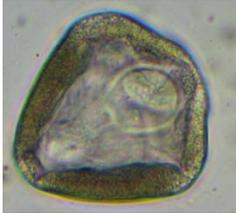
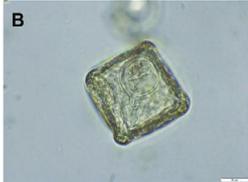
k) Capillaria bovis

Son parásitos delgados, muy finos, cuyo tamaño varía de 8 a 20 mm. de longitud y son difícilmente visibles en el contenido intestinal (Soulsby, 1987). Los huevos son en forma de barril ó de limón, coloreados, y biopericulados (Kassai, 1999).

Tabla 1

Características morfológicas de los huevos de nematodes gastrointestinales en alpacas.

Especie	Esquema	Característica
<i>Nematodirus spatiger</i>		Cubierta delgada, grande y ovalada, ligeramente alargada en los extremos, con 8 blastómeros, 200 x 90 μm
<i>Nematodirus lamae</i>		Cubierta delgada, alargadas con extremos redondeados que contiene 8 blastómeros, dimensiones 156 x 768 μm
<i>Lamanema chavezii</i>		Cubierta delgada, de forma alargada, con extremos redondeados, contiene 16 blastómeros, dimensiones 176 x 76 μm
<i>Graphinema aucheniae</i> <i>Ostertagia Trichostrongylus</i> <i>Bunostomum</i> <i>Oesophagostomum Cooperia</i> <i>Spiculopteragia peruvianus</i> <i>Camelostrongylus mentulatus</i>		Se llaman “huevos tipo <i>strongylus</i> ”, y tienen cubierta delgada, contienen de 8 a 20 blastómeros y su tamaño varía entre 60 y 110 μm
<i>Trichuris</i>		Tienen cubierta gruesa, de color amarillo o marrón, con forma de limón, con dos tapones polares incoloros, claramente visibles, miden 70- 90 x 30-40 μm
<i>Capillaria</i>		Cubierta gruesa, en forma de barril ó de limón, con dos casquetes polares menos prominentes que el de los <i>Trichuris</i> , miden 45- 50x 22-25 μm

Especie	Esquema	Característica
<i>Moniezia expansa</i>		Cubierta gruesa, de forma triangular, en su interior presenta una estructura en forma de pera denominado aparato piriforme, miden 55 x 65 μm
<i>Moniezia benedeni</i>		Es de forma cúbica con una cubierta gruesa, tiene un aparato en forma de pera, y mide aproximadamente 80 μm

Fuente: Recopilado de Morgan Hawkins, 1949; Leguía y Casas, 1999; Kassai, 2002; Quiroz, 2005.

2.1.16. Ciclo biológico de los nematodos

El ciclo es directo, y varían de una especie a otra, por lo que se pueden dividir en dos tipos.

- **Especies donde la larva se desarrollan fuera del huevo:** los huevos eliminan al medio ambiente por las fecas del huésped, donde se producen las larvas L1, que se transforman en larvas L2. Ambos estadios son larvas desnudas que tienen baja tolerancia a la sequía y las bajas temperaturas y sobreviven alimentándose de bacterias y otros microorganismos. La larva infectiva del tercer estadio (L3) están cubiertas por una doble cutícula lo que las hace resistentes a las bajas temperaturas. Estos son ingeridos con la hierba, y llegan a distintas zonas del tracto digestivo según la especie, donde se convierten a L4 y luego a L5, maduran y producen huevos, que se eliminan a través de las fecas. Esto completa el ciclo. En este se hallan los nemátodos que producen huevos tipo *Strongylus: Trichostrongylus, Ostertagia, Spiculopteragia, Graphinema, Cooperia* y *Oesophagostomum*. Los huevos liberados en el medio



ambiente externo del animal en condiciones de humedad y temperatura adecuados dan lugar a larvas en los días 4 a 6. Las larvas se transforman en larvas L2. Estas ingresan a la etapa de L3 y mantienen su cubierta de L2, llegas al rumen y son estimuladas para que liberen su cubierta (cutícula), migrando luego al abomaso y penetran las fosas gástricas. Después de dos días, las larvas eclosionan como larvas L4, y se desarrollan hasta convertirse en larvas L5 durante los dos días siguientes. A partir de este momento, la maduración del sistema reproductivo de la hembra parásita y la reproducción sexual con el macho es un proceso de corta duración que conduce continuamente a la producción de una gran cantidad de huevos fértiles. Con la ovoposición de las hembras y la liberación de los huevos al medio externo se inicia un nuevo ciclo biológico (Nikolau y Gasser, 2006).

- **Especies donde la larva se desarrollan dentro del huevo:** los huevos se eliminan al ambiente por las fecas del huésped, dentro del huevo se desarrollan los estadios L1 a L3, desde donde eclosionan las larvas infestantes. Dichas características le confieren una resistencia alta al frío y a la sequedad. Según (Rojas *et al.* 1981) *Nematodirus sp.* y *Lamanema sp.*, cumplen el mismo ciclo. En el caso de *Lamanema chavezii* se produce un daño mayor que en el resto de los nemátodos, ya que las larvas que han llegado hasta el Intestino Delgado (L3), migran al hígado vía linfática o sanguínea, donde se transforman en L4; éstas regresan al intestino por el colédoco para alcanzar el estado adulto (Guerrero *et al.*, 1973).



2.2. ANTECEDENTES

2.2.1. Resistencia a nematodos gastrointestinales en alpacas

Se realizó un análisis longitudinal de epidemiología en nematodos gastrointestinales en alpacas, desde la época de parición (nacimiento) hasta 42 meses de edad, encontrando que a partir de los 4 a 5 meses de edad hay una cuantía significativa de nematodos. (Rojas, 1990).

Se realizó también un estudio sobre el parasitismo en alpacas, desde el nacimiento hasta el destete, encontrando una mayor carga parasitaria en Huevos tipo *Strongylus*, *Nematodirus ssp*, y *Lamanema chavezii*. (Melo, 1997).

En el Perú, en Puno hay un reporte de resistencia a los antihelmínticos y la ivermectina, para los *Nematodirus sp*, *Lamanema chavezii*, y *Trichostrongiloideos* (Traverso, 2011).

En un estudio sobre prevalencia de helmintos gastrointestinales en alpacas de dos comunidades del distrito de Macusani, Puno, durante la época de seca se encontraron huevos de helmintos de los géneros *Nematodirus*, *Trichuris*, *Capillaria*, *Lamanema* y *Moniezia*, así como huevos tipo *Strongylus* (HTS), donde la mayor frecuencia fue para huevos de *Nematodirus spp* (52.8%) y la menor para *Lamanema spp* (0.7%). (Contreras *et al.*, 2014).

Las alpacas menores de dos años son más susceptibles a las infecciones por nematodos. Esto sugiere que hasta esta edad, la respuesta inmune es muy deficiente (Leguía y Casas, 1999). La edad y la infección parasitaria previa, incrementa la resistencia para el establecimiento de la mayoría de poblaciones parásitas (Holmes y Coop, 1994). Dependiendo de la edad, los huéspedes más



viejos no sólo tienen menos parásitos en la mayoría de las helmintiasis, sino que también tienden a ser más pequeños y menos fértiles que los animales más jóvenes. Los animales viejos pueden impedir la infección al aceptar la invasión inicial, pero inhibir y retrasar el crecimiento de los parásitos (Dunn, 1983).

2.2.2. Resistencia a nematodos gastrointestinales en otras especies

De los métodos de diagnóstico presentados, la resistencia a los nematodos gastrointestinales se ha medido extendidamente mediante el conteo de huevos de nematodos en las heces (huevos por gramo, HPG), el cuál es de fácil medición y registro, el mayor aplicado de manera tradicional y por ser un índice de indicador indirecto de la carga parasitaria, se utiliza en programas de selección (Dominik, 2005), y además ha sido el método por el cual se ha demostrado que la resistencia a los nematodos gastrointestinales es un carácter moderadamente heredable ($h^2 = 0,23-0,41$) por lo que los avances genéticos al respecto han sido modestos (González y Torres, 2003).

Se han realizado varios estudios en ganado australiano y neozelandés, centrándose en la relación directa entre el recuento de huevos en heces y la carga de parásitos en animales jóvenes. El nivel de eliminación de huevos en la materia fecal ha demostrado ser heredable, sugiriéndose la práctica de selección de animales resistentes en fincas como una de las alternativas en el control de parásitos (Márquez, 2003).

En cuanto a las estimaciones de heredabilidad en el ganado, especies de nematodos gastrointestinales fueron de bajas a moderadas, en un rango de 0.04 a 0.36. En el presente estudio, se identificó la susceptibilidad más baja para nematodos gastrointestinales (GIN), lo que refleja el objetivo de reproducción de



Nueva Zelanda con un enfoque en la adaptación a los sistemas de pastoreo. Tabla 1 (Barlow y Piper, 1985; Burrow, 2001).

Heredabilidades para Gusanos redondos en rebaños de ovinos merino sometidas a desafíos naturales en las condiciones de Sudáfrica fueron moderadas, oscilando entre 0,14 y 0,24 (Niewoudt *et al.*, 2002; Cloete *et al.*, 2007; Matebesi-Ranthimo *et al.*, 2014). Además, en Nueva Zelanda, las estimaciones de heredabilidad para nematodos gastrointestinales (NGI) fue de 0.37 en ovejas Romney naturalmente infectadas en un ambiente templado (Baker *et al.*, 1991).

Se han informado estimaciones de heredabilidad para nematodos gastrointestinales de tipo *Nematodirus sp* y *Strongyloides sp*, en ovejas merinas en Australia. Los resultados mostraron un rango de 0,18 a 0,40 para los destetados, de 0,17 a 0,34 después del destete y de 0,15 a 0,40 en las ovejas de un año, con errores estándar que van de 0,04 a 0,12 (Clarke, 2002). En este artículo se exploraron los factores ambientales y genéticos que afectaron a (FWEC).

La heredabilidad en bovinos de Brasil, para la resistencia a los nematodos gastrointestinales y *Eimeria spp* osciló entre 0,06 y 0,23, 0,07 a 0,32 y 0,06 a 0,26. (Passafaro *et al.*, 2015) Los valores más bajos de infecciones por nematodos gastrointestinales se identificaron para líneas genéticas adoptadas en sistemas de producción basados en pastos, especialmente líneas de selección de Nueva Zelanda.

Se ha informado que la heredabilidad para el conteo de huevos de gusanos (FWEC) en ovejas varía de 0.2 a 0.4 (Bishop, 2012; Brown y Fogarty, 2016), en cabras de 0.1 a 0.35 (Burrow y Henshall, 2014; Bishop, 2012) y en bovinos de 0.04 a 0.36 (Barlow y Piper, 1985; Burrow, 2001; May *et al.*, 2017). El lugar de



dicho estudio es una iniciativa de Australian Wool Innovation Limited y Meat y Ganadería Australia.

Un número de diferentes estudios han demostrado diferencias en el nivel de parámetros hematológicos en la sangre de ovinos infectados con nematodos gastrointestinales hematófagos (GIN). Por ejemplo, se ha demostrado que los niveles de eritrocitos o glóbulos rojos medidos por el hematocrito (HCT), también conocido como volumen de células empaquetadas (PCV), que es una relación entre el volumen de glóbulos rojos y el volumen total de sangre, tienen una relación con la carga parasitaria y una heredabilidad de 0,35 a 0,45 (Albers *et al.*, 1990). En otros estudios, la caracterización y la comparación de la sangre de poblaciones de ovejas seleccionadas por su capacidad para resistir o sucumbir a la infección por nematodos también han mostrado diferencias en los niveles de eosinófilos, anticuerpos séricos y células TCD4 (Douch *et al.*, 1996; Windon, 1996).

Tabla 2

Valores de heredabilidad para la resistencia a nematodos gastrointestinales en diferentes especies.

Referencia	Especie	Parámetros	h^2	EE
(Bishop, 2012; Brown y Fogarty, 2016),	Ovino	Recuento huevos de gusano (RHG)	0,2 a 0,4	
(Burrow y Henshall, 2014.)	Cabras	Recuento huevos de gusano (RHG)	de 0,1 a 0,35	
(Barlow y Piper, 1985; May <i>et al.</i> , 2017).	Bovino	Recuento huevos de gusano (RHG)	0,04 a 0,36	
(Niewoudt <i>et al.</i> , 2002; Cloete <i>et al.</i> , 2007; Matebesi-Ranthimo <i>et al.</i> , 2014).	Ovino	Sometidas a desafíos naturales	0,14 y 0,24	
(Niewoudt <i>et al.</i> 2002)	Ovino	Estimaciones de heredabilidad para (NGI)	0.24	
(Cloete <i>et al.</i> 2007)	Ovino	Estimaciones de heredabilidad para (NGI)	0.14 a 0.18	
(Clarke, 2002).	Ovino	Recuento huevos de gusano (RHG) para destetados	0,18 a 0,40	0,04 a 0,12
(Clarke, 2002).	Ovino	Recuento huevos de gusano (RHG) después del destete	0,17 a 0,34	0,04 a 0,12
(Clarke, 2002).	Ovino	Recuento huevos de gusano (RHG) de un año	0,15z a 0,40	0,04 a 0,12
(Baker <i>et al.</i> , 1991	Ovino	Recuento de huevos de gusano (RHG)	0.37	
(Urquhart y col., 1996)	Bovino	Resistencia a (NGI)	0,06 y 0,23, 0,07 a 0,32 y 0,06 a 0,26	
(Barlow y Piper, 1985)	Bovino	Resistencia a (NGI)	0,04-0,29	

Fuente: Recopilado de varios autores



CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. ÁMBITO DE ESTUDIO

La presente investigación se realizó en el fundo Mallkini de la empresa Michell & CIA S.A. ubicado en el distrito de Muñani, provincia de Azángaro, en el departamento Puno; situado a una altitud entre los 4000 a 4500 m.s.n.m; a 14°42 de latitud sur y a 69°57 de longitud oeste, teniendo una extensión de 3,018.34 ha. Con pasturas y bofedales abundantes, lugar favorito para que las alpacas consigan su dieta de pastos naturales bajos en proteínas.

3.2. CLIMA

El frío es intenso durante todo el año, con fuertes variaciones de temperatura, con una temperatura media anual de 6° a 8°C, la precipitación pluvial media anual de 730 mm y la humedad relativa del 45%. La distribución de la precipitación, define una estación corta con intensas lluvias desde diciembre a marzo, una estación con ausencia de lluvias entre mayo a agosto y una estación con lluvias ocasionales entre setiembre a noviembre

3.3. MATERIAL EXPERIMENTAL

3.3.1. Población de animales

Para la investigación se utilizaron en su totalidad 777 alpacas Huacaya color blanco, crías 303, tuis 160 y adultos machos y hembras 314 del grupo plantel, mediante un muestreo probabilístico, las mismas que se muestrearon posterior a la época de lluvias entre los meses de Junio del 2021 a Julio del 2021, se muestra en la tabla 3.



Tabla 3

Distribución de animales seleccionados por sexo y clase.

Sexo/Clase	Adultos	Tuis	Crías	Total
Machos	29	87	161	277
Hembras	285	73	142	500
Total	314	160	303	777

3.4. EQUIPOS, MATERIALES Y REGISTROS

3.4.1. Equipos de laboratorio

- Microscopio óptico (Leica 2000)
- Balanza digital
- Cámara fotográfica digital

3.4.2. Material de laboratorio

- Cámaras de McMaster
- Laminas portaobjetos
- Laminas cubreobjetos
- Tubos de ensayo Falcón
- Probeta
- Vaso de precipitado
- Pipetas Pasteur
- Mortero
- Pistilo
- Embudo colador con malla metal



- Bagueta de vidrio
- Frascos de penicilina
- Solución azucarada (solución de sheather)

3.4.3. Material de campo para muestreo

- Indumentaria apropiada (mameluco)
- Cubrebocas
- Guantes de exploración
- Botas
- Sogas
- Cajas isotérmicas de poliestireno con geles refrigerantes.
- Bolsas de polietileno
- Cuaderno de apuntes
- Lapicero
- Sticker (para rotular N° de arete)
- Borrador
- Marcador (aerosol)

3.4.4. Material para el peso vivo

- Balanza digital
- Sogas
- Brete de madera



3.5. MÉTODOS

3.5.1. Identificación de los animales

La identificación de las alpacas fue según el número de arete (en donde se consigna: El año de nacimiento, raza, número correlativo de nacimiento y mes de nacimiento) fecha de nacimiento y sexo, que se obtuvieron de los cuadernos de parición, y para facilitar el manejo se marcaron con pinturas de color usados como punto de referencia de las demás alpacas.

3.5.2. Toma de muestras

Se recolectaron muestras fecales en tempranas horas de la mañana, la cantidad de 5 a 10 gramos aproximadamente, obtenidas directamente del recto del animal, recolectadas en bolsas de polietileno debidamente rotuladas con los siguientes datos: Número de muestra, fecha de muestreo, número de arete y clase, las muestras fueron recolectadas en cajas isotérmicas de poliestireno con geles refrigerantes. Las muestras obtenidas fueron trasladadas al laboratorio de parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional del Altiplano - Puno para el procesamiento y análisis correspondiente.

3.5.3. Determinación del peso del animal

Al finalizar el muestreo se procedió con el peso y registro de las alpacas mediante una balanza digital.



3.5.4. Análisis Coproparasitológico

El análisis coproparasitológico de las muestras, se realizó en el laboratorio de parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional del Altiplano – Puno, entre los meses de Junio del 2021 a Julio del 2021, se empleó el Método McMaster Modificado, cuyo procedimiento fue el siguiente:

- Se Peseo 2 g de heces (muestra) en balanza digital.
- En un mortero se homogenizó con 28 ml de solución azucarada Sheather; dando un volumen total de 30 ml.
- Se filtró el homogenizado en un embudo colador con malla metal (tamiz), en un recipiente (vaso de precipitado).
- Se utilizo la pipeta Pasteur de plástico para llenar la cámara McMaster.
- Se espero por un tiempo de 5 minutos para que los huevos floten y asciendan a la superficie de la cámara McMaster (cara inferior de la lámina superior de la cámara).
- Se llevó al microscopio, y se efectuó el conteo dentro del recuadro de lectura de la cámara McMaster, a un aumento de 10 x. (delimitada.)

Fórmula para hallar la carga parasitaria

$$\text{HPG} = (\text{N}^\circ \text{ de huevos en } 1^\circ \text{ área}) + (\text{N}^\circ \text{ de huevos en } 2^\circ \text{ área}) \times 50$$

Donde:

- HPG: Huevos por gramo de heces
- 50: Factor de corrección



El número de HPG es calculado sumando el resultado del recuento de ambas celdillas el cual se multiplica por 50 (Morales y Pino, 2009).

Especificaciones Técnicas de la cámara McMaster

- Sensibilidad de huevos por gramo: 25hpg
- Tamaño de la cuadrícula: 1cm x 1cm
- Volumen bajo la rejilla: 0.15ml
- Número de cámaras: 02
- Material: Acrílico
- Dimensiones de las láminas: 2.5cm x 7.5cm
- Color de cuadrícula: Verde

3.5.5. Interpretación de recuento de huevos por gramo de heces (HPG)

Si en: 30 ml -----2g de heces

15ml-----x

$$x = 1 \text{ g. de heces}$$

Si la capacidad de la cámara MacMaster es de 0.15ml.

15ml-----1g de heces

0.15ml-----x

$$x = 0.01 \text{ g de heces}$$

Entonces:

- 0.15ml representa la centésima parte de 15ml
- 0.01g de heces representa la centésima parte de 1g. de heces
- El factor de corrección fue de 100 para cada área.



Niveles de infestación:

- Negativos: 0 HPG
- Infestación leve: 50 a 200 HPG
- Infestación moderada: de 200 a 800 HPG
- Infestación Elevada: mayor a 800 HPG

3.5.6. Método cualitativo de flotación

La principal limitación del método es la necesidad de contar con un equipo de centrifugación, por lo que posteriormente se desarrolló un sistema simplificado, el Mini-Flotac. Una de las ventajas del mismo es que se puede realizar en laboratorios con instalaciones limitadas (Días de Castro *et al.*, 2017).

Los huevos de nematodos o cestodos flotan en un líquido con densidad variable entre 1,10 y 1,20 g/cm³, mientras que los huevos de trematodos (más pesados) y de algunos nematodos y cestodos requieren una densidad de 1,30-1,35 g/cm³. Por este motivo, utilizando una solución azucarada con densidad entre 1,20 y 1,30 g/cm³, podemos determinar, en una primera fase, los huevos menos densos y, posteriormente, los más densos (Kaufmann, 1996; Foreyt, 2001). Con el siguiente procedimiento:

- Se transfirió a los viales la solución restante preparada en la técnica de McMaster, los huevos se concentrarán en la parte superior de la columna líquida.
- Se colocó un cubreobjetos (18x18 mm) sobre el menisco, convexo, y se dejó reposar, al menos, 15 minutos, tiempo mínimo para que los huevos asciendan a la superficie.



- Seguidamente, se retiró el cubreobjetos y se colocó sobre un portaobjetos para su observación al microscopio a 10x, y 40x.

Sin embargo, es necesario establecer la exactitud de los métodos a fin de determinar este parámetro que también es importante para fines de comparación y determinar el método más apropiado para el conteo de huevos fecales.

3.6. ANÁLISIS DE DATOS

Los resultados de los análisis para la estimación de la variabilidad genética de alpacas Huacaya del Fundo Mallkini – Puno, se estimó usando el software: BLUPF90 establece ecuaciones en la memoria, puede admitir algunos millones de ecuaciones con un modelo simple para mucho más pequeños con modelos complicados (múltiples rasgos, efectos maternos, regresión aleatoria, etc.). El enfoque bayesiano permite la incorporación natural de información 'previa' sobre parámetros. (Thompson, 2008).

3.6.1. Determinación de la variabilidad genética

Las covarianzas y heredabilidades para la resistencia a parásitos gastrointestinales, se estimaron mediante un modelo animal. La metodología de estimación de los parámetros genéticos fue del tipo no frecuentista basada en el Método Bayesiano, para lo cual se utilizó el programa BLUPF90. Se creó una matriz de parentesco, considerando las generaciones, con todos los animales disponibles en la genealogía.

El modelo animal aplicado fue el siguiente:

$$y = X\beta + Zu + e$$

Se realizó una estimación REML unicaracter, donde “y” es el vector de observaciones; “β” es el vector de efectos fijos que incluyo los efectos fijos; “u” es el vector de los efectos genéticos aditivos, “e” es el vector de los residuales, y X, Z son las matrices de incidencia para los efectos fijos y aleatorios.

Los efectos aleatorios se consideraron independientes con una distribución normal de media cero y varianzas: $\text{Var}(u) = A\sigma^2A$ y $\text{Var}(e) = I\sigma^2e$, que fueron respectivamente las matrices de varianzas y covarianzas aditivas y residuales, donde A es la matriz numerador de relaciones aditivas, e I la matriz identidad.

3.6.2. Determinación de la heredabilidad

Para el cálculo de h^2 de resistencia a nematodos gastrointestinales en alpacas se utilizó la siguiente fórmula:

$$h^2 = \frac{\sigma_{Gi}^2}{\sigma_{Gi}^2 + \sigma_{Ei}^2}$$

Donde, i representa la resistencia a nematodos gastrointestinales o el diámetro de fibra; σ_{Gi}^2 es la varianza genética aditiva de la matriz G_0 y σ_{Ei}^2 es la varianza residual de la matriz R_0

3.6.3. Estimación de valores genéticos

Los valores genéticos o valores reproductivos fueron calculados utilizando el programa THRGIBBS1F90b de la familia de programas de BLUPF90, con la opción “solutions” esta alternativa nos devuelve los valores genéticos para todos los animales que son parte del archivo de pedigrí.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. COMPONENTES DE VARIANZA Y LA HEREDABILIDAD PARA LA RESISTENCIA A NEMATODES GASTROINTESTINALES EN ALPACAS

Los resultados mediante el análisis coproparasitológico se determinaron que todas las alpacas Huacaya muestreadas del fundo “Mallkini” presentaron nematodos gastrointestinales los mismos que se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 4

Distribución de frecuencias y recuento de huevos de nematodos por gramo de heces de alpacas del Fundo Mallkini.

Clase animal	Género/ Especie	Número de alpacas	Casos Positivos	Rango (HPG)
Adultos	HTS	314	42	100 a 400
	<i>N. Lamae</i>	314	37	100 a 700
	<i>Strongilus spp</i>	314	22	100 a 400
	<i>Lamanema Chavezi</i>	314	16	100 a 300
Tuis	<i>Lamanema Chavezi</i>	160	50	100 a 9000
	<i>N. Spathiger</i>	160	47	100 a 1800
	<i>N. Lamae</i>	160	42	100 a 1700
	HTS	160	9	100 a 400
Crías	HTS	303	27	100 a 300
	<i>N. Lamae</i>	303	7	100 a 1300
	<i>N. Spathiger</i>	303	3	100 a 100
	<i>Lamanema Chavezi</i>	303	0	0

HTS: Huevo tipo *Strongylus*, N: *Nematodirus*, L: *Lamanema*,



En la tabla 4, se muestra la carga parasitaria del total de la población de alpacas, entre adultos, tuis y crías, así como el número de casos positivos de acuerdo al género o especies de nematodos y el rango de la infección parasitaria. En el estudio se ha encontrado los parásitos como las del género (*Strongilus spp*, *N. Lamae*, *N. Spathiger* y *Lamanema Chavezii*). Para el caso de alpacas adultos el parásito de mayor prevalencia fue el parásito del género *N. Spathiger* de un total de 314 animales con 42 casos positivos, en un rango moderado de 100 a 400 huevos por gramo de heces, y con menor prevalencia en alpacas adultos fue el parásito del género *Lamanema Chavezii* de un total 314 animales con 16 casos positivos en un rango moderado de 100 a 300 huevos por gramo de heces. Para el caso de alpacas tuis el parásito de mayor prevalencia fue el parásito del género *Lamanema Chavezii* de un total de 160 animales con 50 casos positivos, en un rango de 100 a 9000 huevos por gramo de heces, y el de menor prevalencia fue el parásito del género *Strongilus spp* de un total de 160 animales con 9 casos positivos en un rango moderado de 100 a 400 huevos por gramo de heces. Para el caso de alpacas crías el parásito de mayor prevalencia fue el parásito del género *Strongilus spp* de un total de 303 animales con 27 casos positivos, en un rango moderado de 100 a 300 huevos por gramo de heces, y el de menor prevalencia en alpacas crías fue el parásito del género *Lamanema Chavezii* de un total 303 animales con 0 casos positivos, debido a las condiciones ambientales que desencadenan dichos factores para el desarrollo de los nematodos.

Podemos contrastar estos estudios de igual manera que en nuestros resultados, que lo mencionado por. Contreras *et al.*, (2014). que indican que el endoparásito con mayor prevalencia fue el endoparásito del género *Nematodirus spp*, y el endoparásito con una menor prevalencia *en adultas y en crías* fue del género *Lamanema spp*.

Tabla 5*Prevalencia de parásitos gastrointestinales en alpacas según clase animal.*

Género/Especie de nematodos	Adultos (n=314)		Tuis (n=160)		Crías (n=303)	
	Animales positivos	Prevalencia (%)	Animales positivos	Prevalencia (%)	Animales positivos	Prevalencia (%)
HTS	22	7	9	5.6	27	8.9
<i>N. Lamae</i>	37	11.8	42	26.2	7	2.3
<i>N. Spathiger</i>	42	13.4	47	29.3	3	0.9
<i>L. Chavezzi</i>	16	5	50	31.2	0	0
Nematodes promedio		9.3		23.12		4.0

HTS: *Huevo tipo Strongylus*, N: *Nematodirus*, L: *Lamanema*,

En la tabla 5 se muestra cuantitativamente la prevalencia a nematodos gastrointestinales en términos porcentuales, para el caso de alpacas adultas el endoparásito de mayor prevalencia fue del género *Nematodirus Spathiger* con 13.4%, seguida por el endoparásito *Nematodirus Lamae* con una prevalencia de 11.8%, para el género *Strongylus* la prevalencia fue de 7% y el de menor prevalencia fue el endoparásito del género *Lamanema Chavezzi* con un 5% de prevalencia, y la prevalencia para los nematodos promedio para alpacas adultas fue de un 9.3%.

Para el caso de alpacas tuis el parásito de mayor prevalencia fue el endoparásito del género *Lamanema Chavezzi* con una prevalencia de 31.2%, seguido por el endoparásito *Nematodirus Spathiger* con una prevalencia de 29.3% positivos, para el género *Nematodirus Lamae* la prevalencia fue de 26.2% y el de menor prevalencia fue el parásito del género *Strongylus* con un 5.6%, y la prevalencia para los nematodos en promedio para alpacas tuis fue de un 23.12%. Cabe resaltar que las alpacas tuis son los que presentan mayor prevalencia a los nematodos gastrointestinales con un 13.82% más que las alpacas adultas.



Para el caso de alpacas crías el parásito de mayor prevalencia fue el endoparásito del género *Strongylus* con una prevalencia de 8.9%, seguido por el endoparásito *Nematodirus Lamae* con una prevalencia de 2.3% positivos, para el género *Nematodirus Spatiger* la prevalencia fue de 0.9% y el parásito del género *Lamanema Chavezí* con un 0%, la prevalencia para los nematodos en promedio para alpacas crías fue de un 4%. Cabe resaltar que las alpacas tuis son los que presentan mayor prevalencia a los nematodos gastrointestinales con un 19.12% más que las alpacas crías.

Teniendo en cuenta la clase animal, para la carga parasitaria promedio en alpacas adultas fue 9.3%, 23.12% en tuis, y 4% para crías, es decir la variable edad constituyo un factor para la predisposición de nematodiasis, siendo las alpacas tuis las más susceptibles a los nematodos gastrointestinales, como menciona Chávez *et al.*, (1965); Guerrero y Alva, (1986); Dunn, (1983); Leguía y Casas, (1999); Bustinza, (2001). La edad del animal juega un rol importante en la infección parasitaria. También se conoce que alpacas menores de dos años son muy susceptibles a la infección por helmintos.

Tabla 6

Componentes de varianza fenotípica, genético aditiva y residual (σ_p^2 , σ_a^2 , y σ_e^2 respectivamente), heredabilidad (h^2) para la resistencia a nematodos gastrointestinales de acuerdo al tipo de parasito.

Tipo de parasito	Componente de varianza			h^2
	σ_p^2	σ_a^2	σ_e^2	
HTS	1,95	0,56	1,39	0,29
<i>N. Lamae</i>	1,52	0,23	1,29	0,15
<i>N. Spathiger</i>	1,30	0,18	1,12	0,14
<i>Lamanema Chavezi</i>	1,37	0,15	1,22	0,11
Nematodes	1,61	0,25	1,36	0,16

HTS: Huevo tipo *Strongylus*, N: *Nematodirus*, L: *Lamanema*,

En la tabla 6, se muestra la varianza fenotípica (σ_p^2), para el endoparásito de tipo *Strongylus* fue de 1.95, para *Nematodirus Lamae* fue de 1.52, para *Nematodirus Spathiger* fue de 1.30, para *Lamanema Chavezi* fue de 1.37, y en general para la varianza fenotípica fue de 1.61. Para la varianza genética aditiva (σ_a^2) en el endoparásito de tipo *Strongylus* fue de 0.56, para *Nematodirus Lamae* fue de 0.23, para *Nematodirus Spathiger* fue de 0.18, para *Lamanema Chavezi* fue de 0.15, y en general para la varianza genotípica aditiva fue de 0.25. Y para la varianza residual (σ_e^2) en el endoparásito de tipo *Strongylus* fue de 1.39, para *Nematodirus Lamae* fue de 1.29, para *Nematodirus Spathiger* fue de 1.12, para *Lamanema Chavezi* fue de 1.22, y en general para la varianza residual fue de 1.36. Así mismo se presentan valores de heredabilidad (h^2) estimados para para los distintos tipos de endoparásitos respectivamente, se han estimado valores de $h^2 = 0.29$ para *Strongylus*, $h^2 = 0.15$ para *Nematodirus Lamae*, $h^2 = 0.14$ para *Nematodirus Spathiger*, $h^2 = 0.11$



para *Lamanema Chavezi*, y en general para todos los nematodos se encontró una $h^2 = 0.16$, lo cual es un indicador que existe variabilidad genética.

Al no haber reportes establecidos sobre componentes de varianza por nematodos gastrointestinales en alpacas, se tomó como referencia los estudios en otras especies como ovinos, caprinos y bovinos, donde se considera la heredabilidad como un factor determinante respectivamente para la resistencia a nematodos gastrointestinales.

Se muestra un rango aún más amplio de heredabilidades de conteo de huevos fecales por nematodos gastrointestinales. En cuanto a las estimaciones de heredabilidad en el ganado, algunas especies de nematodos gastrointestinales fueron de bajas a moderadas, en un rango de 0.04 a 0.36. (Barlow y Piper, 1985; Burrow, 2001). Estos resultados fueron similares a los que reportamos en el presente estudio.

En estudios de heredabilidad para resistencia a nematodos en ovinos Merinos fueron moderadas, oscilando entre 0,14 y 0,24 (Niewoudt *et al.*, 2002; Cloete *et al.*, 2007; Matebesi-Ranthimo *et al.*, 2014). Y en Nueva Zelanda, las estimaciones de heredabilidad para nematodos gastrointestinales fue de 0.37 en ovinos Romney naturalmente desafiadas en un ambiente templado (Baker *et al.*, 1991) El presente estudio indico si bien el recuento de huevos, tenía una baja heredabilidad se vería favorecida por niveles adecuados de variación fenotípica. El entorno al que están sometidas las ovejas se caracteriza a menudo por lluvias estacionales y fluctuaciones de temperatura. Como resultado, la calidad y cantidad de pastura y el desarrollo de larvas infecciosas varían. Los estudios de Niewoudt *et al.* (2002), Cloete *et al.* (2007) y Matebesi-Ranthimo *et al.* (2014) muestran estimaciones de heredabilidad bajas y esto podría atribuirse a la variación estacional y al muestreo individual cuando la heredabilidad esperada es baja (Greeff *et al.*, 1995).



Clarke (2002) exploró los factores ambientales y genéticos que afectaron a (FWEC). Las estimaciones de heredabilidad para nematodos gastrointestinales en ovejas merinas en Australia, mostraron un rango de 0,18 a 0,40 para los destetados, de 0,17 a 0,34 después del destete y de 0,15 a 0,40 en las ovejas de un año de edad, Lo que indica que estos valores en ovinos merino en Australia son superiores a los valores obtenidos de nuestro estudio, es probable que los animales que consumen mayores volúmenes de pastos infectados alberguen mayores cargas de parásitos (Zajac 2006). Además, una fuerte relación entre (FWEC) y la carga de parásitos apoya el uso de (FWEC) para medir indirectamente la prevalencia de parásitos, así como el nivel de infestación (Eysker y Ploeger 2000). Este hallazgo podría estar influenciado por la facultad que tienen estos nematodos para realizar hipobiosis, proceso biológico del parásito en el que efectúa un cese temporal del desarrollo en un punto preciso de sus estadios larvarios (L3 y L4) que depende de elementos facultativos del hospedero y de factores climáticos (Morgan y van Dijk, 2012). Este estudio sugirió que el mejor momento para desafiar a las ovejas para que obtengan valores genéticos es después de la interrupción de la temporada de invierno y/o primavera, cuando un mayor número de larvas infecciosas después de las primeras lluvias proporciona una cantidad adecuada.

Un estudio de Mpetile *et al.*, (2015), utilizando datos recolectados en otoño rebaños de Elsenburg Merino bajo condiciones de desafío natural, reportaron estimaciones de heredabilidad más bajas, pero aún significativas, de 0.10 para FWEC. Los presentes resultados, así como los de los últimos autores, sugirieron que la variación genética para la resistencia de los parásitos no se expresa bien en otoño, a pesar de un desafío adecuado del parásito (como se refleja en los altos valores de FWEC). Para nuestro estudio, se recolectaron datos posteriores a la época de otoño y se reportaron estimaciones de heredabilidad superiores a lo descrito por Mpetile *et al.*, (2015). Por lo



tanto, si se desea la selección para FWEC, los animales deben ser evaluados en algún momento después de la interrupción de la temporada en invierno y en primavera en condiciones mediterráneas, cuando la temperatura y las precipitaciones son favorables para el desarrollo, la supervivencia y la migración de larvas infecciosas a los pastizales (O'Connor *et al.*, 2006).

Khusro *et al.*, (2004) también informaron una estimación de heredabilidad moderada para FWEC transformada con raíz cúbica en merinos de un año ($h = 0.22$), además reportan una estimación de heredabilidad más alta de 0.38 en cerdos. En el último estudio, los datos obtenidos fueron de granjas comerciales con información limitada sobre la temporada de muestreo. Las estimaciones de heredabilidad en invierno y primavera coincidieron con nuestro estudio, ya que el crecimiento de pastos después de las primeras lluvias, y la eclosión de huevos de nematodos durante la temporada de lluvias y a su vez las mejores condiciones nutricionales en esta época del año parecieron mejorar la capacidad de los animales resistentes para generar una respuesta inmune a nivel genético, lo que condujo a estimaciones de heredabilidad más altas, influyendo en la expresión de resistencia a los nematodos, además, los estudios de Greeff *et al.* (1995), Rahman (1992), Rinaldi *et al.* (2009) y Kumba *et al.* (2003) en cabras reportaron un efecto significativo de la temporada en FWEC, sugiriendo que la variación estacional en la variación genética para FWEC también debería ser considerada al planificar programas de reproducción para mejorar la resistencia de los parásitos. (Dzama y Occidental, 2021).

La heredabilidad en bovinos de Brasil, para la resistencia a los nematodos gastrointestinales osciló entre 0,06 y 0,23, 0,07 a 0,32 y 0,06 a 0,26. Los cuales se atribuyen a las condiciones ambientales de la finca como temperatura, humedad y lluvia. Las condiciones ideales para el desarrollo de garrapatas son aproximadamente 28 °C para temperatura con 80% de humedad (Monteiro, 2007), además, concuerdan con los



obtenidos en un estudio en donde las condiciones ambientales óptimas para el desarrollo de nematodos gastrointestinales larvarios varían de 18 a 26 °C con 80% de humedad (Urquhart *et al.*, 1996).

De forma adicional, estudios de parámetros sanguíneos para resistencia a nematodos gastrointestinales podría usarse para definir algoritmos que predijeran que un animal está en la capacidad para resistir la infección por el nematodo parásito *Haemonchus contortus* (Andronicos *et al.*, 2014). Y las correlaciones entre los parámetros sanguíneos y la carga de gusanos, medida por WEC, en ovejas que habían sido seleccionadas por su resistencia o susceptibilidad a los nematodos. En donde la heredabilidad para el conteo de huevos de gusanos (FWEC) en ovejas varía de 0.2 a 0.4 (Bishop, 2012; Brown y Fogarty, 2016), en cabras de 0.1 a 0.35 (Burrow y Henshall, 2014; Bishop, 2012) y en bovinos de 0.04 a 0.36 (Barlow y Piper, 1985; Burrow, 2001; May *et al.*, 2017), sin embargo, estas pruebas de sangre podrían usarse como fenotipos en la evaluación genética para identificar animales susceptibles de una población reproductora.

Los valores de heredabilidad de la resistencia a los nematodos gastrointestinales son consistentes con los valores informados por Zinsstag *et al.*, (2000), Morris y Amyes (2012) y Carrera *et al.*, (2014). Considerando el intervalo de alta densidad (IDH) del 95%, es posible obtener valores de heredabilidad iguales o superiores a 0,3 a 0,4 según lo recomendado por Sonstegard y Gasbarre (2001), al igual que en nuestro estudio, dichos valores de heredabilidad expresan la probabilidad de resistencia a nematodos. Estos autores enfatizan que valores de heredabilidad de esta magnitud indican la posibilidad de obtener ganancias genéticas expresivas a través de la selección y apoyan el uso de la selección para la resistencia a nematodos gastrointestinales en determinadas edades para la población estudiada. (Passafaro *et al.*, 2015).

4.2. VALORES GENÉTICOS PARA LA RESISTENCIA A NEMATODES GASTROINTESTINALES EN ALPACAS.

Un aspecto importante en el mejoramiento genético es la capacidad de seleccionar animales, utilizando un enfoque genético mas no de un enfoque fenotípico, por lo tanto, es importante calcular valores de cría o valores reproductivos, para obtener el valor de mejora que tendrá un reproductor en las generaciones futuras, este aspecto es descrito y discutido en este aspecto específico.

Se determino los valores genéticos para la resistencia a parásitos gastrointestinales en alpacas del fundo Mallkini el mismo que muestra valores positivos y negativos, estos se observan en la siguiente tabla:

Tabla 7

Valores genéticos negativos (-) para la resistencia a nematodos gastrointestinales para los reproductores.

N° de Reproductores	Valores Genéticos (-)
1	-0,43
2	-0,41
3	-0,37
4	-0,35
5	-0,28
6	-0,22
7	-0,21
8	-0,18
9	-0,12
10	-0,09

En la tabla 7, se muestran valores genéticos en termino probabilístico, de los cuales se obtuvieron 10 valores genético negativos más bajos respectivamente ordenados de mayor a menor.

Para los valores mínimos el valor negativo más alto fue de -0.43, quiere decir que este animal está aumentando la probabilidad de ser el más susceptible a los nematodos en un 43%, en tanto para el valor genético más baja fue de 0.09, quiere decir que este animal tiene una probabilidad de ser susceptible a los nematodos en un 9%, por lo tanto, para los valores genéticos negativos representan los animales con mayor susceptibilidad a la carga parasitaria de nemátodos gastrointestinales.

Tabla 8

Valores genéticos positivos (+) para la resistencia a nematodes gastrointestinales para los reproductores.

N° de Reproductores	Valores Genéticos (+)
1	0.31
2	0.25
3	0.23
4	0.21
5	0.17
6	0.16
7	0.15
8	0.14
9	0.12
10	0.11

En la tabla 8, se muestran valores genéticos en termino probabilístico, de los cuales se obtuvieron 10 valores genéticos positivos más altos respectivamente ordenados de mayor a menor.



Para los valores máximos el valor positivo más alto fue de 0.31 aumentando la probabilidad de resistencia en un 31%, así mismo la correlación positiva más baja fue de 0.11 aumentando la probabilidad de ser resistente en un 11% en la siguiente generación, de la misma manera para los valores genéticos máximos que están representados por los animales con mayor resistencia a nematodos gastrointestinales.

Dado que no existen reportes establecidos sobre las implicaciones de los valores genéticos para la resistencia a nematodos gastrointestinales en alpacas, se tomó como referencia los estudios en otras especies como ovinos, caprinos y bovinos, donde la heredabilidad se considera como un factor determinante respectivamente para la resistencia a nematodos gastrointestinales.

En muchos países, la selección de resistencia a los parásitos se basa en medidas de recuento de huevos fecales (FEC) en condiciones de infección natural en condiciones de pastoreo natural (Bisset *et al.*, 2001). Los resultados de nuestro estudio contrastado con los resultados de los estudios recientes, muestran que la variación genética para la resistencia a los nematodos no es evidente en otoño, por lo tanto si se desea seleccionar, los animales, estos deben ser evaluados cuando las precipitaciones y la temperatura son favorables para el desarrollo, la supervivencia y la migración de las larvas infectantes a los pastizales Sin embargo, la intensidad de las infecciones naturales en los animales en pastoreo depende de las condiciones climáticas y puede variar de una temporada a otra, lo que conduce a una sobreestimación o subestimación de los parámetros genéticos de resistencia. (Aguerre *et al.*, 2018).

En primer lugar, muchos estudios se han centrado en detectar específicas regiones genómicas responsables de la variación genética observada en la resistencia del huésped y el determinismo genético es claramente poligénico sea cual sea la raza (Dominik, 2005)



de esta manera lograr mejores estimaciones de los valores de cría o valores genéticos. El riesgo de que los parásitos superen los cambios genéticos en el huésped es poco probable cuando una gran cantidad de genes del huésped están involucrados en el mecanismo de resistencia.

Los valores genéticos muestran la capacidad de los animales de traspasar las habilidades a las siguientes generaciones y muchas de estas pueden estar explicadas desde el punto de vista inmunológico, puesto que la inducción de la resistencia protectora (inmune) o la exacerbación de las infecciones con NGI dependen del patrón de citocinas expresadas durante las infecciones. Existen dos perfiles de citocinas dependientes del tipo de respuesta inmune: Th1 y Th2 (Meeusen *et al.*, 2005). La respuesta Th1 produce las citocinas IFN- γ , IL-2 (Khan y Collins 2004). La respuesta Th1 está asociada a la inmunidad contra virus y bacterias y en las infecciones con NGI los animales muestran sensibilidad a las infecciones. Además, algunos autores mencionan que este es un mecanismo de defensa del parásito para no ser atacado por el hospedero (Eise y Finkelman, 1998). Por el contrario, la respuesta Th2 produce a las citocinas IL-3, IL-4, IL-5, IL-9, IL-13 (Grencis, 1997). La IL-3, IL-4 y la IL-5 quienes amplifican y regulan el reclutamiento, proliferación y diferenciación de células efectoras tales como, eosinófilos, mastocitos celulares, leucocitos globulares y células secretoras de anticuerpos. (Aguilar *et al.*, 2008).

Además, la asociación positiva entre la resistencia a los nematodos gastrointestinales sugiere que genes que regula la defensa inmune contra estos parásitos puede presentar efectos pleiotrópicos que promueven cambios en la misma dirección a lo largo de todas las edades del intervalo. Otra hipótesis es la posibilidad de que existan genes ligados que regulen el mecanismo de defensa frente a estos parásitos, dando como resultado una correlación genética favorable. (Passafaro *et al.*, 2015).



No obstante, pese a la variación de las estimaciones de heredabilidad para estos indicadores fenotípicos, se considera que la resistencia a nematodos es moderadamente heredable (Bishop, 2012). Finalmente, se sabe poco sobre la correlación genética entre la resistencia de las alpacas en condiciones experimentales y la resistencia por endoparásitos en condiciones naturales, sin embargo, se necesitan más estudios para evaluar la relación genética para la resistencia a los nematodos gastrointestinales en alpacas, esto podría resultar en un aumento de la ganancia genética y así ayudar a incluir la resistencia a los nematodos gastrointestinales con el propósito de selección sin pérdidas para los otros rasgos de interés.



V. CONCLUSIONES

PRIMERA: La estimación de los valores de heredabilidad para la resistencia a nematodos gastrointestinales en alpacas del fundo Mallkini fue de (0.16), considerado como un valor bajo, y para las estimaciones de varianza genética aditiva y residual fueron de 0.25 y 1.36 respectivamente, lo que es un claro indicador que en la población estudiada existe variabilidad genética para la resistencia a parásitos gastrointestinales.

SEGUNDA: Los valores genéticos estimados fueron favorables para la resistencia contra los nematodos gastrointestinales en las alpacas del grupo plantel del Fundo Mallkini, obteniéndose valores máximos de 0.31. en cuanto la resistencia contra los nematodos gastrointestinales que estos animales pueden transmitir a las futuras generaciones.



VI. RECOMENDACIONES

- PRIMERA:** Se recomienda realizar más trabajos de investigación sobre la selección genética como herramienta complementaria en programas de control de parásitos ya que produce ganancias genéticas.
- SEGUNDA:** Otro aspecto a estudiar es la identificación de las especies de nematodos que infectan naturalmente a las alpacas y comparar la prevalencia de cada especie para las alpacas nacidas de animales resistentes y las susceptibles, debe estar presente la variación genética como un rasgo de interés.
- TERCERA:** Considerar estrategias alternativas para el control de parásitos, como la reproducción para la resistencia a nematodos gastrointestinales en alpacas, como parte de la estrategia a largo plazo para el control sostenible por la infestación de nematodos gastrointestinales.



VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguerre, S., Jacquet, P., Brodier, H., Bournazel, J. P., Grisez, C., Prévot, F., Michot, L., Fidelle, F., Astruc, J. M., & Moreno, C. R. (2018). Resistance to gastrointestinal nematodes in dairy sheep: Genetic variability and relevance of artificial infection of nucleus rams to select for resistant ewes on farms. *Veterinary Parasitology*, 256(April), 16–23. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.04.004>
- Aguilar Caballero Armando Jacinto, Torres Acosta J.F.J, Cámara Sarmiento R, Hoste H, S. C. C. (2008). Inmunidad contra los nematodos gastrointestinales: la historia caprina. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 9.
- Albers, GAA, Gray, GD, Lejambre, LF, Barger, IA, Barker, JSF (1990). El effect de Infección por hemonchus-contortus sobre parámetros hematológicos en ovejas merinas jóvenes y su significance para la productividad. *Anim. Pinchar*. 50, 99 - 109.
- Ameghino E, De Martini J. (1991). Mortalidad crías de alpacas. *Bol Div IVITA* 24: 105-106.
- Andronicos, N.M., Henshall, J.M., Le Jambre, L.F., Hunt, P.W., Ingham, A.B. (2014). A one shot blood phenotype can identify sheep that resist Haemonchus contortus challenge. *Vet. Parasitol.* 205, 595–605.
- Ávila, F; Baily, MP; Merriwether, DA; Trifonov, VA; Rubes, J; Kutzler, MA; Chowdhary, R; Janečka, J; Raudsepp, T. (2015). A cytogenetic and comparative map of camelid chromosome 36 and the minute in alpacas. *Chromosome Research*, 23(2), 237-251.
- Baker, R., Watson, T., Bisset, S, Vlassoff, A., & Douch, P. G. C. (1991). Breeding sheep in New Zealand for resistance to internal parasites: Research results and commercial application. *Breeding for Disease Resistance in Sheep*, 19–32.
- Ballweber LR. (2009). Coccidiosis in food animals. In: Smith BP (ed). Large animal internal medicine. St. Louis, USA: Mosby Elsevier. p 1645-1647.



- Barger, IA. (1989). Genetic resistance of hosts and its influence on epidemiology. *Veterinary Parasitology* 32: 21-35. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(89\)90153-2](https://doi.org/10.1016/0304-4017(89)90153-2)
- Barlow, R., and L. R. Piper. (1985). Genetic analyses of nematode egg counts in Hereford and crossbred Hereford cattle in the subtropics of New South Wales. *Livest. Prod. Sci.*, 12, 79–84.
- Becklund, W. W. (1963). *Lamanema chavezi* gen sp n. and *Nematodirus lamae* sp.n/ (Nematode Trichostrongylidae) from the alpaca, *Lama pacos*, and the vicuña, *Vicugna vicugna*, in Peru. *J Parasitol*, 49: 1023 - 1027.
- Bishop, S.C. (2012). Possibilities to breed for resistance to nematode parasite infections in small ruminants in tropical production systems. *Animal* 6, 741–747. <https://doi.org/https://doi.org/10.1017/S1751731111000681>
- Bishop, SC; Morris, CA. (2007). Genetics of disease resistance in sheep and goats. *Small Rum. Res* 70, 48-59.
- Bishop, SC; Stear, MJ. (2003). Modeling of host genetics and resistance to infectious diseases: understanding and controlling nematode infections. *Vet. Parasitol* 115, 147- 166.
- Bisset, SA, Morris, CA, McEwan, JC, Vlassof, A. (2001). Cría de ovejas en Nueva Zelanda que dependen menos de los antihelmínticos para mantener la salud y la productividad. *NZ Vet. J.* 49, 236 - 246.
- Borchert, A. (1981). *Parasitología Veterinaria*. 3ra ed, Ed Acribia, Zaragoza, 745pp.
- Brown, D.J., Fogarty, N.M. (2016). Genetic relationships between internal parasite resistance and production traits in Merino sheep. *Anim. Prod. Sci.* 57, 209–215.
- Burrow, H. M. (2001). Variances and covariances between productive and adaptive traits and temperament in a composite breed of tropical beef cattle. *Livest. Prod. Sci.* 70,213–233.
- Burrow, H.M., Henshall, J.M. (2014). Relationships between adaptive and productive traits in cattle, goats and sheep in tropical environments. Proceedings, 10th world congress of genetics applied to livestock production *Vancouver Canada*.



- Bustinza, v., p. J. Burfening y r. L. Blackwell. (1988). Factors affecting survival in young alpacas. (lama pacos). *J. Animal sciencie*.
- Bustinza, V. (2001). La alpaca, conocimiento de gran potencial andino. Libro 1. Oficina de Recursos de Aprendizaje, Univ. Nacional del Altiplano. Puno. 480 p.
- Cameron N.D. (1997). Selection indices and prediction of genetic merit in animal breeding. Primera Edición. CAB International. Reino Unido. 203 pág.
- Cardellino, R., & Rovira, J. (1987). Mejora genética de bovinos de carne en condiciones extensivas. *Agropecuaria Hemisferio Sur*, 44(166), 123–136.
- Carrera, JPB, Raidan, FSS, Santos, LL, Passafaro, TL, Leite, RC, Toral, FLB. (2014). Modelos lineales y de umbral para el análisis genético de infestación / infección por garrapatas, nematodos gastrointestinales y *Eimeria* spp. en ganado de carne. Parasitología (en preparación).
- Castells, D; Gimeno, D. (2010). Corriedale resistente a los nematodos gastrointestinales. Anuario Corriedale, Montevideo, *Uruguay*. 76-77 p.
- Cebra CK, Anderson D, Tibary A, Van Saun R, Johnson LW. (2014). Parasitic gastroenteritis. In: Llama and alpaca care. Medicine, surgery, reproduction, nutrition, and health care. St. Louis, MO, USA: Saunders Elsevier. p 501-512.
- Chávez GC, Guerrero DC, Alva JM, Guerrero J. (1965). Parasites and parasitic diseases of *Lama pacos* (alpacas). *Rev FMV-UNMSM* 8, 1-4.
- Clarke, B. (2002). Revisión de los parámetros genéticos de la oveja merina australiana. Informe a Meat and Livestock Australia; Proyecto No.SHGEN. 005. *Departamento de Agricultura de Australia Occidental, Perth*.
- Cloete, SWP, Olivier, JJ, Du Toit, E & Dreyer, FH. (2007). Análisis genético del recuento de huevos de gusano fecales en merinos sudafricanos bajo desafío natural. *S. Afr. J. Anim. Sci.* 37, 237-247.
- Contreras N, Chávez A, Pinedo R, Leyva V, Suárez F. (2014). Helminthiasis en alpacas (*Vicugna pacos*) de dos comunidades de Macusani, Puno, durante la época seca. *Rev Inv Vet Perú* 25, 268- 275. <http://doi:10.15381/rivep.v25i2.8499>



- Cordero del Campillo M, Rojo VF, Martínez FA, Sánchez AM, Hernández RS, Navarrete LC, *et al.* (1999). *Parasitología veterinaria*. Madrid: McGraw-Hill. 990p.
- Cuellar A. (2007). Control no farmacológico de parásitos en ovinos. Desparasitación selectiva por medio del sistema Famacha. *Tecnologías para ovinocultores. Amco. Pp 258-261.*
- Días de Castro LL, Abrahão CLH, Buzatti A, Molento MB, Bastianetto E, Rodrigues DS, Lopes LB, Silva MX, Green de Freitas M, Conde MH, De Almeida Borges F. (2017). Comparison of McMaster and Miniflotac fecal egg counting techniques in cattle and horses. *Parasitology: Regional Studies and Reports, 10*, 132–135.
- Dominik, S. (2005). Quantitative trait loci for internal nematode resistance in sheep: a review. *Gen Selc Evol. 37*(1): 83-96.
- Douch, PG, Green, RS, Morris, CA, McEwan, JC, Windon, RG. (1996). Fenotípico marcadores para la selección de ovejas resistentes a los nematodos. En t. J. *Parasitol. 26*, 899 - 911.
- Dirección Regional Agraria, (2019). (en línea, sitio web). Disponible en <https://www.agropuno.gob.pe/informacion-estadistica/pecuario/>
- Dunn AM. (1983). *Helmintología veterinaria*. 2º ed. México: *Manual Moderno*. 1832 p.
- Dzama, K., & Occidental, C. (2021). Variación genética y relaciones entre los huevos de gusanos fecales registrados en diferentes estaciones del año en la granja Tygerhoek en Sudáfrica *Materiales y métodos*. 1–9.
- Eckert J, Friedhoff H, Zahner P, Deplazes. (2005). *Parasitología para la Medicina Veterinaria*. Alemania: *Enke Verlag Stuttgart*. 218 p.
- Else, KJ., Finkelman, F.D. (1998). Intestinal nematode parasites, cytokines and effector mechanisms. *Int. J. Parasitol. 28*, 1145– 1158.
- Eysker, M. & Ploeger, HW. (2000), "Valor de los métodos de diagnósticos actuales para las infecciones por nematodos gastrointestinales en rumiantes", *Parasitology 120*, 109-119. <https://doi.org/10.1017/S0031182099005752>



- Falconer, D.S., Mackay, T.F.C. (1996). *Introduction to Quantitative Genetics*, 4th ed. Longman Group Limited, New York, pp. 464.
- Foreyt, W.J. (2001). *Veterinary Parasitology: reference manual* (5th ed.). Iowa: Blackwell Publishing. ISBN 0-8138-2419-2.
- Genghini, R., Bonvillani, A., Wittouck, P., & Echevarría, A. (2002). Introducción Al Mejoramiento Animal. *Sitio Argentino de Producción Animal*, 3, 1–26.
- Gilleard JS. (2006). Understanding anthelmintic resistance: the need for genomics and genetics. *Int J Parasitol* 36, 1227-1239. doi: 10.1016/j.ijpara.- 2006.06.010
- González-Garduño R, Torres-Hernández G. (2003). Estimación del índice de repetición de las cargas de nematodos gastrointestinales en ovinos tropicales. En: *Memorias del XXVII Congreso de Buiatria*, junio 12-14, Villahermosa, Tabasco, México. p. 219.
- Gorman T. (1989). *Tópicos sobre la biología y manejo de los camélidos sudamericanos*. Chile: Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias. 16 p.
- Greff, JC, Karlsson, JLE y Harris, JF. (1995). "Heredabilidad del recuento de huevos de gusanos fecales en diferentes épocas del año en un entorno mediterráneo", *Actas de la Asociación Australiana de Cría y Genética Animal* 11, 117-121.
- Grencis, R.K. (1997). The mediated host protective immunity to intestinal nematode infections. *Phil. Transact. Royal. Soc. London, Series B: Biol Sci.* 352, 1377-1389.
- Guerrero, C.A. (1967). Cooperia mcmasteri en Alpacas y Vicuñas. *Rev Parasitol Lab Invest Parasitol*, Lima, 1: 130-136.
- Guerrero C, Alva J. (1986). Gastroenteritis nematódica y sarna en alpacas. *Bol IVITA UNMSM* 21: 25-33.
- Guerrero, C. Alva, J. Vega, I. Hernández, J. y Rojas M. (1973). Algunos aspectos biológicos y parasitológicos de Lamanema chavezi en alpacas. *Rev Inv Pec (IVITA)*. Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 2: 29 – 42
- Guerrero, C, G. Leguía. (1987). Enfermedades infecciosas y parasitarias de alpacas. *Rev. Cam. Sud. CISC-IVITA* 4: 34-38.



- Guerrero, C.; Rojas, E.J. (1969). *Graphinema aucheniae* n. Gen., n.sp. (nematoda) en auquenidos. *Bol Chileno Parasitol*, 24: 134-136.
- Guo, S. W. & Thompson, E. A. (1994) Monte Carlo estimation of mixed models for large complex pedigrees. *Biometrics* 50, 417–432. (doi:10.2307/2533385)
- Hadfield, J. D. (2008) Estimating evolutionary parameters when viability selection is operating. *Proc. R. Soc. B* 275, 723–734. (doi:10.1098.rspb.2007.1013)
- Hill, W. G. (1972). Estimation of genetic change. I. General theory and design of control populations. *Anim. Breed Abstr.* 32, 1–15.
- Holmes, P.H.; Coop, R.L. (1994). Work shop summary: Pathophysiology of gastrointestinal parasites. *Vet Parasitol*, 54: 299-303.
- Kaufmann, J. (1996). Parasitic infections of domestic animals: a diagnostic manual. Schweiz: Birkhäuser Verlag. ISBN 3- 7643-5115-2.
- Kaplan RM. (2004). Drug resistance in nematodes of veterinary importance: a status report. *Trends Parasitol* 20, 477- 481. doi: 10.1016/j.pt.2004.08.001
- Kassai, T. (1999). Veterinary helminthology. 1st ed, Ed Butterworth-Heinemann, Oxford, 260pp.
- Kassai, T. (2002). Helminthologia veterinaria. Zaragoza: Acribia. 420p
- Kearsey M.J. y Pooni H.S. (1996). The Genetical Analysis of Quantitative Traits. Published por Chapman & Hall. Primera Edición. Londres. 381 pág.
- Khusro, M., Van der Werf, JHJ, Brown, DJ & Ball, A. (2004). Across flock covariance components for fecal worm egg count, liveweight, and fleece traits in Australian Merinos', *Livestock Production Science* 91, 35-43. <https://doi.org/10.1016/j.livprodsci.2004.06.012>.
- Kosgey I.S., Baker R.L., Udo H.M.J. y Van Arenkonk J.A.M. (2006). Successes and failures of small ruminant breeding programmes in the tropics: a review. *Small Rumin. Res.*, 61: 13-28.



- Kosgey I.S. y Okeyo A.M. (2007). Genetic improvement of small ruminants in low-input, smallholder production systems: Technical and infrastructural issues. *Small Rumin. Res.*, 70: 76-88.
- Kumba, FF, Katjivena, H., Kauta, G. & Lutaaya, E. (2003), Evolución estacional de la producción de huevos fecales por gusanos gastrointestinales en cabras en granjas comunales en el este de Namibia', *Onderstepoort Journal of Veterinary Research* 70, 265 —271. <https://doi.org/10.4102/ojvr.v70i4.291>
- Lapage, G. (1982). *Parasitología Veterinaria*. Ed Continental, Mexico DF, 767pp.
- Leguía P. (1991). *Enfermedades parasitarias*. Lima: Ed de Mar. 190 p.
- Leguía P, Casas E. (1999). *Enfermedades parasitarias y atlas parasitológico de camélidos sudamericanos*. Lima: Ed de Mar. 190 p.
- Machen R, Craddock F, Graig T, Fuchs, T. A. (2002). *Haemonchus contortus* management plan for sheep and goats in Texas. *Texas Agriculture Extension Service. The Texas A & M University System*; Pp 4-98.
- Malaga, J., Bustinza, V. & Calderon, J. (1998). Parámetros Genéticos de Peso Vivo en Alpacas Huacaya. Resúmenes de la XIX Reunión Científica Manual de la Asociación Peruana de producción Animal. Universidad Nacional del Altiplano Puno.
- Márquez, D. (2003). “Resistencia a los antihelmínticos: origen, desarrollo y control”. *Revista Corpoica Ceisa*. Programa salud animal 4. 1.
- Martinez , F., Rodriguez , M., Garcia , E., & Garcia , J. Mayo (2012). Parásitos gastrointestinales en camélidos (Artiodactyla; Camelidae). *Revista Veterinaria Argentina*, XXIX (410). Recuperado el 10 de Junio de 2022, de <https://www.veterinariargentina.com/revista/2012/05/parasitosgastrointestinales-en-camelidos-artiodactyla-camelidae/>
- Martín, R. (1987). “Modes of action of Anthelmintic drugs”. *Vet. J.*, 154, 11-34.
- Masson M, Gutiérrez G, Puicón V, Zárate D. (2016). Helminthiasis y eimeriosis gastrointestinal en alpacas criadas al pastoreo en dos granjas comunales de la



- región Pasco, Perú, y su relación con el peso y condición corporal. *Rev Inv Vet Perú* 27, 805-812. doi: 10.15381/rivep.v27i4.12566
- Matebesi-Ranthimo, PAM, Cloete, SWP, Van Wyk, JB & Olivier, JJ. (2014). Parámetros genéticos y relaciones del recuento de huevos de gusanos fecales con rasgos de lana medidos objetivamente en la parvada de Tygerhoek Merino. *S. Afre. J. Anim. Sci.* 44, 178-188.
- May, K., Brugemann, K., Yin, T., Scheper, C., Strube, C., König, S. (2017). Genetic line comparisons and genetic parameters for endoparasite infections and test-day milk production traits. *J. Dairy Sci.* 100, 7330–7344.
- Meeusen, E.N.T., Balic, A., Bowles, V. (2005). Cells, cytokines and other molecules associated with rejection of gastrointestinal nematode parasites. *Vet. Immunol. Immunopathol.* 108, 121–125.
- Melo, A. (1997). Sistemas de control y manejo sanitario de las alpacas y llamas en la región andina del sur peruano. *Rev FMVZ-UNA I*, 54-59.
- MINAGRI, (2018). IV Censo Nacional Agropecuario 2012. (en línea, sitio web). Disponible en <http://repositorio.minagri.gob.pe:80/jspui/handle/MINAGRI/268>
- Monteiro, S.G. (2007). Parasitología Veterinaria, 2th edition. UFMS, Santa Maria, Brazil, Santa Maria, pp. 274.
- Morales, G. & L. A. Pino. (2009) b. Estadística no paramétrica aplicadas a las ciencias de la salud. Ed. Universidad Católica Andrés Bello. Caracas, Venezuela. 102 p.
- Morgan, B.B.; Hawkins, P.A. (1949). *Veterinary Helminthology*. 1st. ed, Ed Burgess Publishing Company, USA, 399pp.
- Morgan ER, van Dijk J. (2012). Climate and the epidemiology of gastrointestinal nematode infections of sheep in Europe. *Vet Parasitol* 189, 8-14. doi: 10.1016/j.vetpar.2012.03.028
- Morris, CA, Amyes, Carolina del Norte. (2012). Heredabilidad y repetibilidad de la resistencia. a parásitos nematodos en ganado vacuno comercial. *Proc. N. Zel. Soc. Y yo. Pinchar.* 72, 236-239.



- Mpetile, Z., Kruger, ACM, Dzama, K. & Cloete, SWP. (2015). "Factores ambientales y genéticos que afectan el conteo de huevos de gusanos fecales en merinos seleccionados de manera divergente para la reproducción", *South African Journal of Animal Science* 45, 510-519. <https://doi.org/10.4314/sajas.v45i5.8>
- Nikolaou, S., Gasser, R.B. (2006). Prospects for exploring molecular developmental processes in *Haemonchus contortus*. *Int. J. Parasitol.* 36: 859–868
- Niewoudt, SW, Theron, HE & Kruguer, LP. (2002). Parámetros genéticos de resistencia a *Haemonchus contortus* en ovejas merinas en Sudáfrica. *JS Afr. Veterinario. Medicina. Assoc.* 73, 4-7.
- O'Connor, LJ, Walkden-Brown, SW & Kahn, LP. (2006). Ecología de las etapas de vida libre de los principales parásitos tricostrongílidos de las ovejas, *Parasitología veterinaria* 142, 1-15. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.08.035>
- Paredes J, Condemayta Z, Charaja L, (2009). Causes of mortality of alpacas in three main centers of production located in dry and humid fist of the Puno department. *Redvet. Revista electrónica de Veterinaria.* ISSN: 1695-7504 Vol. 10, N° 8
- Passafaro, T. L., Carrera, J. P. B., Santos, L. L. dos, Raidan, F. S. S., Santos, D. C. C. dos, Cardoso, E. P., Leite, R. C., & Toral, F. L. B. (2015). Genetic analysis of resistance to ticks, gastrointestinal nematodes and *Eimeria* spp. in Nellore cattle. *Veterinary Parasitology*, 210(3–4), 224–234. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2015.03.017>
- Pérez H, Chávez A, Pinedo R, Leyva V. (2014). Helmintiasis y eimeriasis en alpacas de dos comunidades de Cusco, Perú. *Rev Inv Vet Perú* 25, 245-253. doi: 10.15381/rivep.v25i2.8497
- Pomroy WE. (2006). Anthelmintic resistance in New Zealand: a perspective on recent findings and options for the future. *New Z Vet J* 54, 265-270. doi: 10.1080/00480169.2006.36709
- Quiroz H. (2005). Parasitología y enfermedades parasitarias en animales domésticos. Mexico: Limusa. 827p



- Quispe E.C. y Alfonso L. (2007). Metodologías para estimar los valores de cría (VCE): Aplicaciones para el Mejoramiento Genético de Alpacas. Ediciones UNH. Huancavelica - Perú, 296 pág.
- Rahman, WA. (1992). 'Variaciones estacionales en el número de huevos de nematodos tricostrongylid y sus larvas en las heces de cabras de granja en Malasia', *Veterinary Parasitology* 42, 163-166. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(92\)90112-M](https://doi.org/10.1016/0304-4017(92)90112-M)
- Reinemeyer, C.R. & Nielsen, M.K. (2013). Handbook of equine parasite control. West Sussex: Wiley-Blackwell. ISBN: 978- 0-470-65871-0.
- Rinaldi, L., Veneziano, V., Morgoglione, ME, Pennacchio, S., Santaniello, M., Schioppi, M. *et al.* (2009). El recuento de huevos fecales de estrongilos gastrointestinales está influenciado por la hora de recolección de la muestra y la carga de gusanos en cabras. *Parasitología veterinaria* 163, 81-86. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.03.043>
- Rojas CM. (1990). Parasitismo de los rumiantes domésticos: terapia, prevención y modelos para su aprendizaje. Lima: Ed Maijosa. 383 p.
- Rojas, M. (1990). Parasitismo de los rumiantes domésticos. Terapia, prevención y modelos para su aprendizaje. Lima, Perú. 326-333.
- Rojas, M., Núñez, A. Y Alva, J. (1981). Observaciones del desarrollo y sobrevivencia de *Lamanema chavezi* en condiciones naturales. Res. Proy. Inv. Univ. San Marcos, Lima, Perú, p.179.
- Sáenz, M. *et al.* (1991). "Diagnóstico in vitro de una población de *Haemonchus contortus* de caprino resistente al thiambendazo". *Técnica Pecuaria en México*. Vol. 29, No. 3, 1-5.
- SAG, 2002 Oficio Ordinario N° 1251 del 14 de Agosto del (2002). Resultados exámenes serológicos y parasitarios en vicuñas silvestres y en cautiverio.
- Sangster, N. (1999). "Pharmacology of Antihelmintic Resistance in Cyathostomes: will it occur with the avermectine/milbemycis" *Vet. Parasitol.* 85: 189-204.



- Schoenian S. (2003). Internal parasite that affect sheep and goats. Maryland Cooperative Extension University of Meryland, USA.
- Sonstegard, TS, Gasbarre, LC. (2001). Herramientas genómicas para mejorar el parásito resistencia. *Veterinario. Parasitol.* 101, 387–403.
- Sorensen, D. A. & Gianola, D. (2002) Likelihood, Bayesian and MCMC methods in quantitative genetics. New York, NY: Springer.
- Soulsby, E.J.L. (1987). Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. 7ma ed, Ed Interamericana, Mexico, 212-220p.
- Stear MJ, SC Bishop, BA Mallard, H Raadsma. (2001). The sustain- ability, feasibility and desirability of breeding livestock for disease resistance. *Res Vet Sci* 71, 1-7.
- Thompson, R. (2008). Estimation of quantitative genetic parameters. Proceedings of the Royal Society B: *Biological Sciences*, 275(1635), 679–686. <https://doi.org/10.1098/rspb.2007.1417>
- Thompson, R. & Atkins, K. D. (1994). Sources of information for estimating heritability from selection experiments. *Genet. Res. Camb.* 63, 49–55.
- .Tizard, R.I. (1998). Inmunología Veterinaria. 4ta ed, Ed Interamericana McGraw Hill, Mexico, 338pp
- Traverso, CM. (2011). Determinación de resistencia antihelmíntica frente a ivermectina de nematodos gastrointestinales en alpacas (*Vicugna pacos*) Puno-Perú. En línea, sitio web. Disponible en: [//www.sisupe.org/abanicoveterinario](http://www.sisupe.org/abanicoveterinario).
- Ueno H, Goncalves PC. (1998). Manual para diagnostico das helmintoses de ruminantes. 4° ed. Brasil: Salvador de Bahia.145 p.
- Urquhart, G.M; Armour, J; Duncan, J.L.,Dunn, A., Jennings, F.W. (2001). Parasitología Veterinaria. Zaragoza, España. *Editorial Acribia.* pp.90- 130.
- Urquhart, G.M., Armour, J., Duncan, J.L., Dunn, A.M., Jennings, F.W. (1996). *Veterinary Parasitology, 2nd ed. Blackwell Scientific, Oxford, pp. 307.*
- Vázquez V, Flores J, Santiago C, Herrera D, Palacios A, Liabano E, Pelcastre E. (2004). Frecuencia de nematodos gastroentéricos en bovinos de tres áreas de clima



subtropical húmedo de México. *Técnica Pecuaria*. 2004; 42(2):327-345. ISSN: 0040- <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61342209>

- Veerasamy, S; Gaughan, JB; Bhatta, R; Navqui, M. (2016). Impact of climate change on livestock productivity. *FAO food and nutrition series*. 24: 5 p.
- Windon, RG. (1996). Control genético de la resistencia a los helmintos en ovejas. *Veterinario. Immunol. Immunopathol.* 54, 245 - 254.
- Woolaston, RR; Baker, RL. (1996). Prospects of breeding for parasite resistance. *International Journal for Parasitology* 26, 845-485.
- Zajac AM. (2006). Gastrointestinal nematodes of small ruminants: life cycle, anthelmintics, and diagnosis. *Vet Clin North Am Food Anim Pract* 22, 529-541. doi: 10.1016/j.cvfa.2006.07.006
- Zinsstag, J., Ankers, P., Njie, M., Smith, T., Pandey, VS, Pfister, K., Tanner, M. (2000). Heredabilidad del recuento de huevos fecales de nematodos gastrointestinales en ganado N'Dama de la aldea de África occidental y su relación con la edad. *Veterinario. Parasitol.* 89, 71–78.

ANEXOS

ANEXO 1: Recolección de datos, muestreo, procesamiento y resultados.

Figura 1

Lugar de recolección de muestras, Fundo.



Figura 2

Animales del grupo plantel.



Figura 3

Registro de datos y toma de muestras.



Figura 4

Colección de muestras fecales de los animales.



Figura 5

Peso de muestras fecales.



Figura 6

Peso y disolución de la solución azucarada sheather.

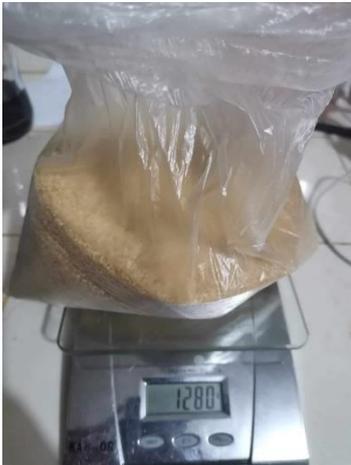


Figura 7

Materiales para el homogenizado de las muestras.



Figura 8

Homogenizado de la muestra.



Figura 9

Filtrado de la muestra homogenizada con un embudo de malla de metal.



Figura 10

Colección en cámara McMaster con ayuda de una pipeta Pasteur de plástico.



Figura 11

Colección de la muestra restante en viales.



Figura 12

Cubierta con lamina cubreobjetos.



Figura 13

Observación microscópica.



Figura 14

Huevo tipo Nematodirus lamae.

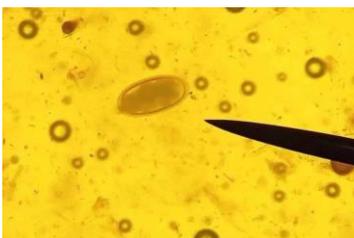


Figura 15

Huevo tipo Nematodirus lamae, vista por el método de flotación.



Figura 16

Huevo tipo Nematodirus spathiger.

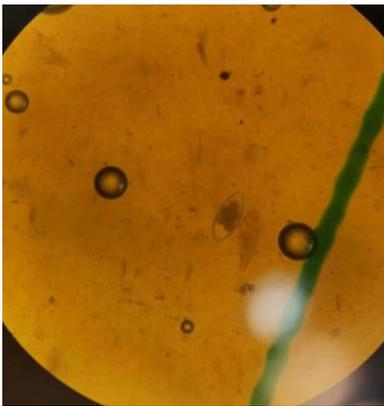


Figura 17

Huevo tipo *Nematodirus spathiger*, vista por el método de flotación





ANEXO 2: Declaración jurada de autenticidad de tesis.



Universidad Nacional
del Altiplano Puno



Vicerrectorado
de Investigación



Repositorio
Institucional

DECLARACIÓN JURADA DE AUTENTICIDAD DE TESIS

Por el presente documento, Yo NILS ALBERT QUISPE MAMANI
identificado con DNI 72450273 en mi condición de egresado de:

Escuela Profesional, Programa de Segunda Especialidad, Programa de Maestría o Doctorado

MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

informo que he elaborado el/la Tesis o Trabajo de Investigación denominada:

“ VARIABILIDAD GENÉTICA PARA LA RESISTENCIA
A NEMATODES GASTROINTESTINALES EN ALPACAS
DEL FUNDO MALLINI ”

Es un tema original.

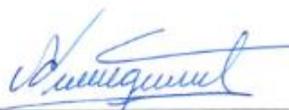
Declaro que el presente trabajo de tesis es elaborado por mi persona y **no existe plagio/copia** de ninguna naturaleza, en especial de otro documento de investigación (tesis, revista, texto, congreso, o similar) presentado por persona natural o jurídica alguna ante instituciones académicas, profesionales, de investigación o similares, en el país o en el extranjero.

Dejo constancia que las citas de otros autores han sido debidamente identificadas en el trabajo de investigación, por lo que no asumiré como tuyas las opiniones vertidas por terceros, ya sea de fuentes encontradas en medios escritos, digitales o Internet.

Asimismo, ratifico que soy plenamente consciente de todo el contenido de la tesis y asumo la responsabilidad de cualquier error u omisión en el documento, así como de las connotaciones éticas y legales involucradas.

En caso de incumplimiento de esta declaración, me someto a las disposiciones legales vigentes y a las sanciones correspondientes de igual forma me someto a las sanciones establecidas en las Directivas y otras normas internas, así como las que me alcancen del Código Civil y Normas Legales conexas por el incumplimiento del presente compromiso

Puno 19 de DICIEMBRE del 2023


FIRMA (obligatoria)



Huella



ANEXO 3: Autorización para el depósito de tesis en el Repositorio Institucional



Universidad Nacional
del Altiplano Puno



Vicerrectorado
de Investigación



Repositorio
Institucional

AUTORIZACIÓN PARA EL DEPÓSITO DE TESIS O TRABAJO DE INVESTIGACIÓN EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL

Por el presente documento, Yo NILS ALBERT QUISPE MAMANI,
identificado con DNI 72450273 en mi condición de egresado de:

Escuela Profesional, Programa de Segunda Especialidad, Programa de Maestría o Doctorado

MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

informo que he elaborado el/la Tesis o Trabajo de Investigación denominada:

“ VARIABILIDAD GENÉTICA PARA LA RESISTENCIA A
NEMATODES GASTROINTESTINALES EN ALPACAS DEL
FUNDO MALLKINI ”

para la obtención de Grado, Título Profesional o Segunda Especialidad.

Por medio del presente documento, afirmo y garantizo ser el legítimo, único y exclusivo titular de todos los derechos de propiedad intelectual sobre los documentos arriba mencionados, las obras, los contenidos, los productos y/o las creaciones en general (en adelante, los “Contenidos”) que serán incluidos en el repositorio institucional de la Universidad Nacional del Altiplano de Puno.

También, doy seguridad de que los contenidos entregados se encuentran libres de toda contraseña, restricción o medida tecnológica de protección, con la finalidad de permitir que se puedan leer, descargar, reproducir, distribuir, imprimir, buscar y enlazar los textos completos, sin limitación alguna.

Autorizo a la Universidad Nacional del Altiplano de Puno a publicar los Contenidos en el Repositorio Institucional y, en consecuencia, en el Repositorio Nacional Digital de Ciencia, Tecnología e Innovación de Acceso Abierto, sobre la base de lo establecido en la Ley N° 30035, sus normas reglamentarias, modificatorias, sustitutorias y conexas, y de acuerdo con las políticas de acceso abierto que la Universidad aplique en relación con sus Repositorios Institucionales. Autorizo expresamente toda consulta y uso de los Contenidos, por parte de cualquier persona, por el tiempo de duración de los derechos patrimoniales de autor y derechos conexos, a título gratuito y a nivel mundial.

En consecuencia, la Universidad tendrá la posibilidad de divulgar y difundir los Contenidos, de manera total o parcial, sin limitación alguna y sin derecho a pago de contraprestación, remuneración ni regalía alguna a favor mío; en los medios, canales y plataformas que la Universidad y/o el Estado de la República del Perú determinen, a nivel mundial, sin restricción geográfica alguna y de manera indefinida, pudiendo crear y/o extraer los metadatos sobre los Contenidos, e incluir los Contenidos en los índices y buscadores que estimen necesarios para promover su difusión.

Autorizo que los Contenidos sean puestos a disposición del público a través de la siguiente licencia:

Creative Commons Reconocimiento-NoComercial-CompartirIgual 4.0 Internacional. Para ver una copia de esta licencia, visita: <https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

En señal de conformidad, suscribo el presente documento.

Puno 19 de DICIEMBRE del 2023


FIRMA (obligatoria)



Huella