

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN PRODUCCIÓN ANIMAL**



**“EVALUACIÓN DE LA RESISTENCIA NATURAL A NEMATODOS
GASTROINTESTINALES EN ALPACAS Y OVINOS EN PRADERAS DE
LA PUNA CENTRAL DEL PERÚ”**

Presentada por:

VICTOR HUMBERTO PUICÓN NIÑO DE GUZMÁN

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE EN PRODUCCIÓN ANIMAL**

Lima - Perú

2018

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN PRODUCCIÓN ANIMAL**

**“EVALUACIÓN DE RESISTENCIA NATURAL A NEMATODOS
GASTROINTESTINALES EN ALPACAS Y OVINOS EN
PRADERAS DE LA PUNA CENTRAL DEL PERÚ”**

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE**

Presentada por:

VÍCTOR HUMBERTO PUICÓN NIÑO DE GUZMÁN

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

PhD. Javier A. Ñaupari Vasquéz
PRESIDENTE

PhD. Juan F. Chávez Cossío
PATROCINADOR

MS. Daniel A. Zárate Rendón
COPATROCINADOR

Ph.D. Gustavo Gutierréz Reynoso
MIEMBRO

Mg.Sc. Enríque Alvarado Malca
MIEMBRO

DEDICATORIA

A mi amada esposa, amiga y compañera eterna Diana y a mis hijas queridas Diana y Maria, que son la luz de mi vida y llenan mis días de felicidad y dicha, gracias por enternecer cada momento de mi vida y por seguir juntos en este camino llamado vida y por que aún sé que juntos lo lograremos!

A mis padres Víctor y Claudia, que me formaron y me brindaron todo su cariño, dedicación y comprensión en las principales etapas de mi vida y que hoy en día puedo cosechar los frutos de su amor y apoyo en todos los momentos de mi vida.

A mi abuela Blanca y a mis hermanos Blanca y Roberto y mis sobrinos Sofía, Yhamilka y Gustavo que me apoyaron y me brindaron su confianza en este periodo.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios por haberme brindado perseverancia, por haber guiado mis pasos en el camino de la rectitud, y por haberme acogido en una familia maravillosa hasta el presente de mis días.

A mi amada esposa por su apoyo, dedicación y amor en todo este tiempo de grandes retos y de mucha perseverancia, realmente gracias por estar a mi lado siempre!

Al Consejo Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica (Concytec), al Laboratorio de Parasitología y al Programa de Mejoramiento Genético de la Universidad Nacional Agraria La Molina y a las Cooperativas comunales San Pedro de Racco y Yurajhuanca - Unidad de Producción Ayaracra por haberme brindado la oportunidad de complementar mi vida profesional y haber colaborado con la realización de la presente tesis.

A mis patrocinadores, MS Daniel Zárate Rendón y PhD Juan Chávez Cossío por haberme brindado sus conocimientos y su apoyo en la elaboración de la presente tesis.

A mi suegro, el MV. Dalmacio Sánchez Cajo, por su apoyo, optimismo y confianza en todo este periodo complicado pero prometedor, realmente gracias!.

ÍNDICE GENERAL

I.	Introducción.....	1
II.	Revisión de literatura.....	3
2.1.	Parasitosis gastrointestinal.....	3
2.2.	Nematodos en alpacas y ovinos.....	3
2.2.1.	Nematodos en alpacas.....	3
2.2.2.	Nematodos en ovinos.....	5
2.3.	Epidemiología de la nematodiasis gastrointestinal.....	5
2.4.	Ciclo biológico de los nematodos gastrointestinales.....	6
2.4.1.	Hipobiosis.....	8
2.5.	Transmisión de los nematodos gastrointestinales.....	9
2.6.	Factores que favorecen y condicionan la presencia de helminthiasis.....	10
2.6.1.	Hospederos.....	10
a)	Edad.....	10
b)	Estado nutricional.....	11
c)	Estado fisiológico.....	11
d)	Inmunidad.....	11
2.6.2.	Parásito.....	11
2.6.3.	Medio ambiente.....	12
2.7.	Impacto productivo.....	12
2.7.1.	Acción dañina de los parásitos gastrointerstinales.....	14
2.8.	Presentación de la enfermedad.....	15
2.8.1.	Diagnóstico de la nematodiasis gastrointestinal.....	15
2.8.2.	Diagnóstico de la resistencia genética a la infección por nematodos gastrointestinales.....	18
2.9.	Métodos de control.....	19
2.9.1.	Drogas antihelmínticas.....	19
2.9.2.	Resistencia antihelmíntica.....	19
2.9.3.	Métodos alternativos de control.....	21
2.9.4.	Resistencia genética a nematodos gastrointestinales.....	21
2.9.5.	Bases genéticas de la resistencia a nematodos gastrointestinales.....	26
III.	Materiales y métodos.....	29
3.1.	Localidad de estudio.....	29
3.2.	Población de animales.....	29
3.3.	Análisis de variables.....	30
3.4.	Análisis parasitológico.....	31
3.4.1.	Toma de muestra coproparasitológica.....	31
3.4.1.1.	Método de McMaster modificado.....	31
3.4.1.2.	Análisis de coprocultivos.....	32
3.4.1.3.	Método de Baermann.....	32
3.4.1.4.	Identificación de larvas.....	33

3.4.2.	Grado de parasitismo.....	33
3.5.	Análisis estadístico.....	34
3.5.1.	Dinámica parasitaria.....	34
3.5.2.	Análisis descriptivo.....	34
3.5.3.	Asociación entre categoría y grado parasitario.....	34
IV.	Resultados y discusión.....	35
4.1.	Dinámica parasitaria.....	35
4.1.1.	Plantel de ovinos.....	35
4.1.1.1.	Cooperativa comunal de San Pedro de Racco.....	35
4.1.1.2.	Cooperativa comunal de Yurajhuanca.....	40
4.1.2.	Plantel de alpacas.....	42
4.1.2.1.	Cooperativa comunal de San Pedro de Racco.....	43
4.1.2.2.	Cooperativa comunal de Yurajhuanca.....	45
4.2.	Estadística descriptiva.....	47
4.3.	Categorización fenotípica.....	47
4.3.1.	Plantel de ovinos.....	47
4.3.2.	Plantel de alpacas.....	49
4.4.	Asociación entre categoría y grado de parasitismo.....	50
V.	Conclusiones.....	53
VI.	Recomendaciones.....	54
VII.	Referencias bibliográficas.....	55
VIII.	Anexos.....	75

ÍNDICE DE TABLAS

Cuadro 1. Número de ovinos y alpacas muestreados en los periodos de estudio para la evaluación de la dinámica parasitaria y categorización fenotípica de resistencia.....	30
Cuadro 2. Categorización de ovinos adultos y crías en los años 2014 y 2015 de ovinos de la cooperativa San Pedro de Racco.....	48
Cuadro 3. Categorización de ovinos adultos y crías en el año 2015 de ovinos de la cooperativa Yurajhuanca.....	48
Cuadro 4. Categorización de alpacas de la cooperativa comunal de San Pedro de Racco.....	49
Cuadro 5. Asociación entre categoría etaria y grado de parasitismo en ovinos de la cooperativa de San Pedro de Racco. Año 2014.....	51

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo biológico de parásitos trichostrongilidos.....	7
Figura 2. Corte histológico donde se evidencia secciones transversales de larvas de <i>Ostertagia ostertagi</i> en un corte de intestino de bovino.....	9
Figura 3. Medición de larvas de tercer estadio de nematodos gastrointestinales recolectadas.....	33
Figura 4. Dinámica parasitaria en ovinos de plantel de la cooperativa de San Pedro de Racco del año 2014.....	36
Figura 5. Dinámica parasitaria en ovinos de plantel de la cooperativa de San Pedro de Racco del año 2015.....	37
Figura 6. Dinámica parasitaria en ovinos de plantel de la cooperativa de Yurajhuanca del año 2015.....	41
Figura 7. Dinámica parasitaria en alpacas de plantel de la cooperativa de San Pedro de Racco.....	43
Figura 8. Dinámica parasitaria en alpacas de plantel de la cooperativa de Yurajhuanca.....	46

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Registro de muestreo del mes de febrero del 2014 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco.....	75
Anexo 2. Registro de muestreo del mes de agosto del 2014 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco.....	76
Anexo 3. Registro de muestreo del mes de octubre del 2014 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco.....	77
Anexo 4. Registro de muestreo del mes de noviembre del 2014 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco.....	78
Anexo 5. Registro de muestreo del mes de abril del 2015 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco.....	79
Anexo 6. Registro de muestreo del mes de julio de 2015 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco.....	80
Anexo 7. Registro de muestreo del mes de setiembre de 2015 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco.....	81
Anexo 8. Registro de muestreo del mes de octubre de 2015 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco.....	82
Anexo 9. Registro de muestreo del mes de noviembre de 2015 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco.....	83
Anexo 10. Registro de muestreo del mes de abril de 2015 en ovinos de plantel de Yurajhuanca.....	84
Anexo 11. Registro de muestreo del mes de julio de 2015 en ovinos de plantel de Yurajhuanca.....	85
Anexo 12. Registro de muestreo del mes de setiembre de 2015 en ovinos de plantel de Yurajhuanca.....	86
Anexo 13. Registro de muestreo del mes de agosto de 2014 en alpacas de plantel de San Pedro de Racco.....	87
Anexo 14. Registro de muestreo del mes de enero de 2015 en alpacas de plantel de San Pedro de Racco.....	88
Anexo 15. Registro de muestreo del mes de octubre de 2015 en alpacas de plantel de San Pedro de Racco.....	89

Anexo 16. Registro de muestreo del mes de enero de 2016 en alpacas de plantel de San Pedro de Racco.....	90
Anexo 17. Registro de muestreo del mes de abril de 2016 en alpacas de plantel de San Pedro de Racco.....	91

REPORTE FOTOGRÁFICO

Fotografía 1. Identificación de animales en el muestreo coproparasitológico.....	91
Fotografía 2. Extracción de las muestras coproparasitológicas.....	91
Fotografía 3. Análisis coproparasitológico mediante la técnica de McMaster.....	92
Fotografía 4. Muestra coproparasitológica y solución de sal y azúcar siendo mezcladas mediante la técnica de McMaster.....	92
Fotografía 5. Observación microscópica de huevos de nematodos de tipo HTS.....	93
Fotografía 6. Diferentes tipos de estadios de nematodos gastrointestinales. A) Huevo de <i>Nematodirus</i> sp., B) Huevo HTS, C) Larvas de tercer estadio de nematodos, D) Huevo de <i>Lamanema chavezii</i>	93
Fotografía 7. Procesamiento de coprocultivo para la obtención de larvas de tercer estadio de nematodos.....	94

RESUMEN

El objetivo del presente estudio fue evaluar en alpacas Huacaya y ovinos Corriedale de plantel la resistencia natural a nematodos gastrointestinales y la dinámica parasitaria en condiciones naturales a la infección parasitaria; y establecer la asociación entre categoría animal y grado de parasitismo. Entre los meses de febrero 2014 y abril 2016, se colectaron 238 muestras fecales de alpacas y 319 de ovinos en San Pedro de Racco y 215 muestras fecales de ovinos y 178 de alpacas en Yurajhuanca, respectivamente. El conteo fecal de huevos de nematodos se determinó mediante la técnica de McMaster modificado, y la identificación de los géneros parasitarios se realizó a través de la identificación morfométrica de larvas infectivas (L₃). Las prevalencias generales fueron 65.20 % (208/319) y 21.43% (51/238) para nematodos en ovinos y alpacas de la cooperativa San Pedro de Racco, y 35.35 % (76/215) y 3.93% (7/178) para nematodos en ovinos y alpacas de la cooperativa Yurajhuanca, respectivamente. Las especies halladas en ovinos y alpacas de ambas cooperativas fueron *Chabertia ovina*, *Oesophagostomum sp.*, *Trichostrongylus sp.* y *Teladorsagia circumcincta*. Se realizó la transformación logarítmica natural previa para la estratificación de animales resistentes, intermedios y susceptibles a la nematodiasis. Para la categorización fenotípica se muestreó 136 ovinos y 238 alpacas en San Pedro de Racco y 174 ovinos en Yurajhuanca. En ovinos de San Pedro de Racco, se hallaron intermedios 69.12% (94/136), susceptibles 26.47% (36/136) y resistentes 4.41% (6/136); mientras que en ovinos de Yurajhuanca, se hallaron intermedios 63.79% (111/174), susceptibles 23.56% (41/174) y resistentes 12.64% (22/174). En alpacas de Racco se hallaron intermedios en 86.55 % (206/238), susceptibles 13.45% (32/238) y resistentes 0% (0/238). Finalmente, se determinó una asociación significativa entre categoría animal y grado parasitario en ovinos de San Pedro de Racco en el año 2014.

Palabras clave: alpacas, ovinos, nematodos, Racco, Yurajhuanca, Pasco

ABSTRACT

The objective of the present study was to evaluate in alpacas Huacaya and sheep Corriedale plantel herds the natural resistance to gastrointestinal nematodes and parasitic dynamics under natural conditions to parasitic infection; as well as to estimate the association between animal category and degree of parasitism. Between February 2014 and April 2016, a total of 238 faecal samples of alpacas and 319 of sheep in San Pedro de Racco; and 215 faecal samples of sheep and 178 of alpacas in Yurajhuanca, respectively, were collected. Fecal count of nematode eggs was determined using the modified McMaster technique, and the identification of parasitic genera was performed through the morphometric identification of infective larvae (L3). The overall prevalence was 65.20% (208/319) and 21.43% (51/238) for nematodes in sheep and alpacas of the San Pedro de Racco cooperative, and 35.35% (76/215) and 3.93% (7/178) for nematodes in sheep and alpacas of the Yurajhuanca cooperative, respectively. The species found in sheep and alpacas in both cooperatives were *Chabertia ovina*, *Oesophagostomum* sp., *Trichostrongylus* sp. and *Teladorsagia circumcincta*. The previous natural logarithmic transformation was performed for the stratification of resistant, intermediate and susceptible animals to nematodes. For the phenotypic categorization, 136 sheep and 238 alpacas were sampled in San Pedro de Racco and 174 sheep in Yurajhuanca. Sheep in San Pedro de Racco were categorized as intermediate 69.12% (94/136), susceptible 26.47% (36/136) and resistant 4.41% (6/136), while sheep in Yurajhuanca were intermediate 63.79% (111/174), susceptible 23.56% (41/174) and resistant 12.64% (22/174). Alpacas in Racco were intermediate 86.55% (206/238), susceptible 13.45% (32/238) and resistant 0% (0/238). Finally, a significant association was identified between animal category and parasitic grade in sheep of San Pedro de Racco in 2014.

Keywords: alpacas, sheep, nematodes, Racco, Yurajhuanca, Pasco

I. INTRODUCCIÓN

La producción ovina y de camélidos sudamericanos en el Perú representan en gran magnitud el sustento económico de un gran sector de la población rural (Moya, 2008), especialmente aquellas que habitan en zonas donde el desarrollo de la agricultura presenta limitantes tanto por condiciones climáticas como altitudinales (MINAGRI, 2013). La producción alpaquera en el Perú es una actividad ganadera nativa y de gran antigüedad que se conserva hasta a la actualidad, desarrollándose principalmente en sistemas extensivos, especialmente en las comunidades altoandinas (Moya, 2008).

Sin embargo, las condiciones naturales de crianza de ambas especies favorecen el desarrollo de muchas enfermedades parasitarias, ya que la limitada movilidad, la excesiva carga animal en las pasturas, y el constante aumento en las exigencias productivas, propicia el incremento en la frecuencia o proporción de animales sensibles a las parasitosis (Waller, 2003). Por lo tanto, la crianza de estas especies en tales condiciones puede generar cuantiosas pérdidas económicas, las mismas que pueden incrementarse por efecto del cambio climático, al crearse un entorno nuevo más favorable para la aparición de los parásitos más importantes, fenómeno que ya viene sucediendo en nuestro país (Moya, 2008).

Este escenario exige enriquecer procesos tecnológicos y renovar conocimientos para poder generar estrategias de adaptación y prevención de enfermedades parasitarias, especialmente las provocadas por nematodos gastrointestinales. Actualmente, una de las limitantes en el control de la nematodiasis es la resistencia que han adquirido en los últimos años frente al tratamiento antihelmíntico (Gilleard, 2005; Kaplan, 2004), que en algunos lugares del mundo se ha incrementado de manera progresiva, como es el caso en países como Nueva Zelanda, Uruguay y Alemania, tanto en su población ovina como bovina (Pomroy, 2006).

Actualmente se considera que la identificación de animales genéticamente resistentes a los nematodos gastrointestinales es una opción eficaz y práctica para contrarrestar el incremento de problemas parasitarios como consecuencia del cambio climático (Veerasingam *et al.*, 2016) y la resistencia antihelmíntica (Castells y Gimeno, 2010; Bishop y Morris, 2009; Bishop y Stear, 2003). En diversos estudios, como el realizado en Uruguay por Ciapessoni *et al.* (2010) se ha determinado que la resistencia a nematodos gastrointestinales es factible introducirlo como una estrategia aplicable en las poblaciones de ovinos, así mismo, este concepto ha sido aplicado para ovinos de diversas razas en otros países como en los ovinos Texel en Reino Unido (Bishop *et al.*, 2004), ovinos Rommeys y Perendales en Nueva Zelanda (Morris, 2009), ovinos Lincoln en Polonia (Bouix *et al.*, 1998) y en ovinos Merino en Australia (Morris, 2009).

El objetivo del presente estudio fue evaluar la resistencia adquirida, en condiciones naturales, a la infección de alpacas Huacaya y ovinos Corriedale de plantel, criados en pasturas naturales altoandinas, en dos granjas comunales de la región Pasco. Se plantearon los siguientes objetivos específicos: i) Conocer la dinámica del parasitismo gastrointestinal en ovinos y alpacas destetados y adultos ; ii); Caracterizar las poblaciones de cada especie animal en las categorías de resistentes, intermedios y susceptibles, y iii) Relacionar el grado de parasitismo observado y la categoría etaria.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 PARASITOSIS GASTROINTESTINAL

La importancia de las enfermedades parasitarias gastrointestinales en todos los sistemas de producción animal, se mide en función de la intensidad del daño a nivel productivo y económico, que estas generan. El efecto negativo mejor observado por los productores es la pérdida de animales jóvenes, categoría animal con mayor susceptibilidad a diferentes enfermedades. Sin embargo, el perjuicio más importante para los productores, generalmente encubierto, se relaciona con la disminución de las ganancias de peso corporal, comportamiento reproductivo, producción láctea e incremento en la predisposición a otras enfermedades (Soca *et al.*, 2005).

El control de la parasitosis gastrointestinal genera un aumento de los costos productivos, debido al gasto en productos antiparasitarios y en servicios veterinarios (Paredes, 2014); es por esta razón que otras alternativas de prevención y control, como la selección de animales resistentes, sería una práctica altamente recomendable, reportándose un mayor retorno del capital invertido si se establece con éxito un programa práctico y eficaz (Mandonnet *et al.*, 2001).

2.2 NEMATODIASIS EN ALPACAS Y OVINOS

2.2.1. NEMATODOS EN ALPACAS

Entre los diversos parásitos que afectan a los ovinos y alpacas se encuentran los nematodos, que pertenecen al Orden Strongylida de la clase Nematoda del phylum Nematelminthes, los cuales infectan a un amplio rango de hospederos incluyendo a humanos, animales salvajes y domésticos e inclusive plantas (Blaxter *et al.*, 1998).

Los nematodos gastrointestinales tienen una morfología filiforme y cilíndrica, con extremos aguzados y cuerpo sin segmentación; son de tamaño muy variable, y están cubiertos por una cutícula blanquecina, que les sirve de protección (Chávez, 2013). Las hembras adultas

fecundadas producen un gran número de huevos que pasan por las heces generando la infestación de los pastos (Roeber *et al.*, 2013). Éstos eclosionan dentro del hospedador o en el medio ambiente, dependiendo de la especie parasitaria; su crecimiento y desarrollo son estimulados por agentes reductores, humedad y temperatura; que involucra el proceso de formación de cada nueva cutícula y la separación de la cutícula antigua, que comprende cuatro mudas durante el desarrollo luego de la eclosión (larva 1, larva 2, larva 3, larva 4 y/o pre adulto). Este tipo de parásitos causa la nematodiasis, que en animales de pastoreo abarca un complejo mixto que afecta tanto el tracto digestivo como a nivel pulmonar, componiéndose en un complejo denominado neumogastroenteritis nematódica (Rojas, 2004).

Con relación a las especies de los nematodos gastrointestinales que infectan a los camélidos sudamericanos, se han reportado los siguientes; a nivel de abomaso: *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus axei*, *Teladorsagia (Ostertagia) circumcincta*, *Ostertagia ostertagi*, *Ostertagia lyrata*, *Ostertagia trifurcata*, *Mazamastrongylus (Spiculopteragia) peruvianus*, *Camelostrongylus mentulatus*, y *Graphinema aucheniae* (Leguía y Casas, 1999). A nivel del intestino delgado: *Trichostrongylus columbriformis*, *Trichostrongylus probolurus*, *Trichostrongylus vitrinus*, *Cooperia macmasteri*, *Cooperia punctata*, *Cooperia pectinata*, *Cooperia oncophora*, *Nematodirus spathiger*, *Nematodirus filicollis*, *Nematodirus lamae*, *Lamanema chavezii*, *Capillaria* sp, y *Bunostomum trigonocephalum*. A nivel del intestino grueso corresponden a *Chabertia ovina*, *Oesophagostomum venulosum*, *Trichuris tenuis* y *Skrajabinema* sp (Leguía y Casas, 1999). Todas estas especies varían en cuanto a su dimensión, pudiendo medir desde 0,3 hasta 30 mm, además difieren en cuanto a sus características biológicas y morfológicas (Rojas, 2004).

Con respecto a las alpacas y llamas, es de resaltar que la fauna parasitaria es común entre ellas; sin embargo, existe diferencia notable con relación a su prevalencia, por la diferencia en sus hábitos de pastoreo, las primeras prefieren pastorear en bofedales que, por ser lugares húmedos favorecen el desarrollo de la mayoría de nematodos; por su parte, las llamas pastorean en zonas más áridas, en las cuales la proporción de especies parasitarias es menor y más específica (Nuñez y Rojas, 1993)

Son pocos los estudios realizados en pequeñas explotaciones o comunidades campesinas en la Sierra del Perú, donde la crianza es generalmente mixta (Leguía y Casas, 1999).

Se reporta una alta prevalencia de nematodos, pero con cargas parasitarias leves en crías de alpacas en Cuzco y Puno (68.4% y 63.9%, respectivamente) (Pérez *et al.*, 2014; Contreras *et al.*, 2014). En la región Pasco, en un estudio realizado el año 2013 en la granja comunal Vicco y San Pedro de Racco, se reporta prevalencia de nematodos de 28.1% en 160 alpacas evaluadas, hallándose *Nematodirus spp* (26,3 %), *Trichuris spp* (20,0 %), *Capillaria spp.* 5,0 % y *Lamanema chavezii* 3,8% (Masson *et al.*, 2016).

2.2.2. NEMATODOS EN OVINOS

Las especies de nematodos gastrointestinales que afectan a los ovinos presentan-con algunas excepciones-, un patrón similar al descrito para las alpacas,. A nivel del abomaso no se observan especies como *Ostertagia lyrata*, *Graphinema aucheniae*, y *Spiculopteragia peruvianus*; y, a nivel del intestino delgado, no se encuentran *Cooperia punctata*, *Cooperia pectinata*, *Nematodirus lamae* y *Lamanema chavezii* (Rojas, 2004).

2.3. EPIDEMIOLOGÍA DE LA NEMATODIASIS GASTROINTESTINAL

Las parasitosis se presentan con mayor incidencia en la zona tropical, en tierras bajas húmedas y cenagosas, donde parásitos como los nematodos tienen la capacidad de desarrollar y multiplicarse de manera rápida (Paredes, 2014). En Sudamérica, las especies más frecuentes son *Haemonchus contortus* y *Trichostrongylus colubriformis* (Aroztegui *et al.*, 2013); en tanto, que *Teladorsagia circumcincta* y *Haemonchus contortus* predominan en países europeos como Polonia (Bouix *et al.*, 1998); *Teladorsagia sp*, *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus sp.*, *Nematodirus sp.* y *Cooperia sp.* en Alemania (Benesch, 1993; Rehbein *et al.*, 1996), y en Oceanía, *H. contortus*, *T. circumcincta* y *Trichostrongylus sp.*, fueron reportados en Australia (Roeber *et al.*, 2013).

Con relación a la categoría animal, las infecciones con nemátodos gastrointestinales en el campo generalmente involucran variadas especies, siendo los corderos en crecimiento y las ovejas parturientas los más susceptibles (Bishop y Stear, 2001). En el caso de las alpacas, que pastorean con otras especies como ovejas, aumenta significativamente la probabilidad de que adquieran infecciones por nematodos (Beldomenico *et al.*, 2003); es así, que ambas especies comparten géneros como *Oesophagostomum*, *Trichostrongylus*, *Bunostomum*, *Chabertia*, *Cooperia*, *Haemonchus* y *Capillaria* (Casas *et al.*, 2002), mientras que especies como *Lamanema*, *Nematodirus*, *Mazamastrongylus* y, *Camelostrongylus* son infectivos solo para camélidos sudamericanos.

Walker y Morgan (2014) reportan que el 77% de parásitos en alpacas y llamas son compartidas con hospederos ungulados silvestres; sin embargo, especies como *Nematodirus lamae* y *Lamanema chavezii*, nematodos específicos de camélidos sudamericanos, no se hallan en otros rumiantes como ovinos, bovinos o caprinos; su especificidad parasitaria los condiciona a ser controlados con la crianza de otras especies animales (Nuñez y Rojas, 1993; Cebra *et al.*, 2014). Sin embargo, respecto a respuesta inmunitaria, los camélidos sudamericanos, comparados a los ovinos, responden de manera diferente a algunos parásitos (Rickard, 1994).

2.4. CICLO BIOLÓGICO DE LOS NEMATODOS GASTROINTESTINALES

Los nematodos gastrointestinales de rumiantes y camélidos, presentan un ciclo biológico directo, que concierne a i) un estadio de huevo; ii) cinco estadios larvales; y, iii) un estadio adulto; es decir no existe la intervención de un hospedero intermediario (transmisión de forma horizontal) (Roeber *et al.*, 2013). En este proceso infectivo existen dos fases, una que concierne al medio ambiente y otra a nivel del hospedero (Rojas, 2004 ; Waller, 1998, Taylor *et al.*, 2007). Los huevos blastomerizados de estromgílicos miden entre 70-150 micras y son eliminados por las hembras adultas, las cuales generalmente expulsan al ambiente miles de éstos junto con la materia fecal (Zajac, 2006). Bajo condiciones de temperatura y humedad, el desarrollo del huevo a larva de primer estadio ocurre en 1 a 2 días y para larva de tercer estadio en alrededor de 4 a 6 días; excepcionalmente, *Nematodirus* sp., tiene un tiempo de desarrollo de alrededor de 2 meses; además, cabe mencionar que la fecundidad de las especies parasitarias presentan un rango que varía de 40 huevos por día para *Nematodirus* sp. hasta 5000 para *H. contortus* (Le Jambre, 1995).

Luego de la eclosión de la larva de primer estadio, ésta se alimenta de bacterias y pasa por dos mudas (L₂ y L₃), en la cual la capa cuticular protege a la larva de condiciones ambientales adversas. Las larvas, de primer y segundo estadio (L₂), no poseen capacidad de movimiento, pero las de tercer estadio (L₃) pueden arrastrarse sobre las pasturas e infectar al hospedero a través de la ingestión de pasto de campos contaminados (Waller, 1998) (Figura 1).

Los huevos de *Nematodirus* sp. predominan sobre los de tipo estromgílico, porque durante la época de sequía presentan una gran resistencia, frente a la sequedad y bajas de temperatura tal cómo es la región altoandina (Guerrero y Alva, 1986; Leguía, 1991; Leguía y Casas, 1999), permitiendo el desarrollo larvario dentro del mismo, siendo esta

característica su mayor fortaleza de supervivencia y alta frecuencia en ambientes de gran altitud (Gorman, 1989).

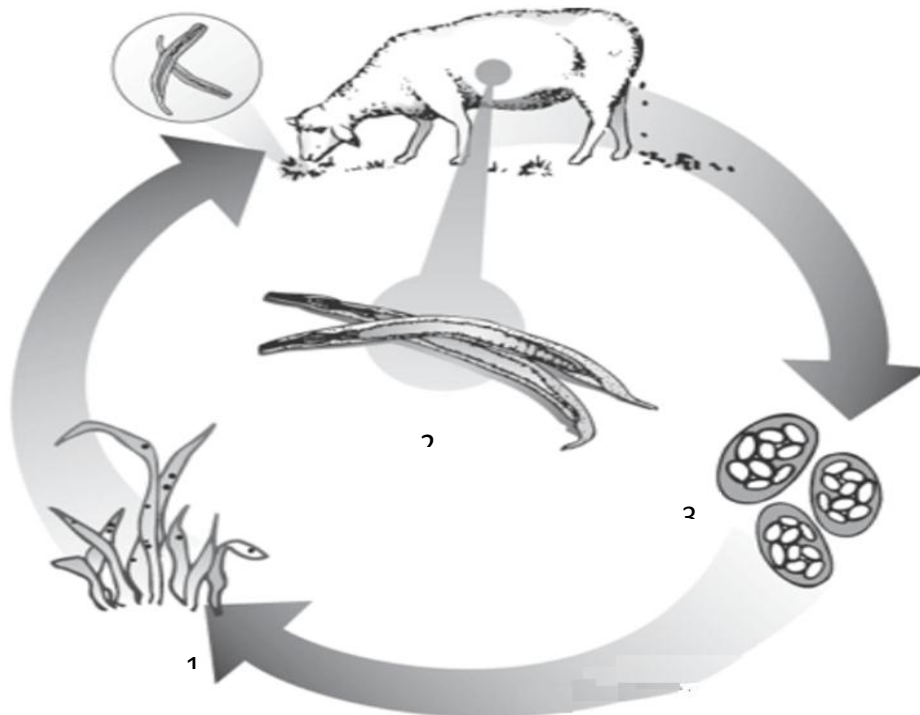


Figura 1. Ciclo biológico de parásitos trichostrongilidos: (1) Las larvas infectivas son ingeridas por ovinos al pastoreo. (2) Los nematodos adultos depositan sus huevos en el tercer estadio larvario.

Cuando las larvas de tercer estadio ingresan al hospedero, atraviesan las paredes del estómago, intestino delgado o intestino grueso, perdiendo su vaina protectora y pasando por una fase histotrópica (ingresan a las glándulas gástricas), antes de su evolución a larva de cuarto estadio (L_4), luego se dirigen a la luz del tracto gastrointestinal; para posteriormente, de 10 a 14 días evolucionar al estadio adulto; las hembras adultas depositan sus huevos a nivel del abomaso, intestino delgado o grueso, los cuales se pueden identificar en las heces del hospedero, existiendo un periodo de aparición, de 16 a 21 días, desde la ingestión de la larva infectante en las pasturas contaminadas, denominado periodo prepatente (Abbott *et al.*, 2009).

Otros modelos de ciclos biológicos en nematodos comprenden: el desarrollo de larva de tercer estadio desde el huevo blastomerizado, como es el caso de *Nematodirus* sp, el cual al alcanzar este estadio recién genera su ruptura y liberación (Rojas, 2004). Así mismo,

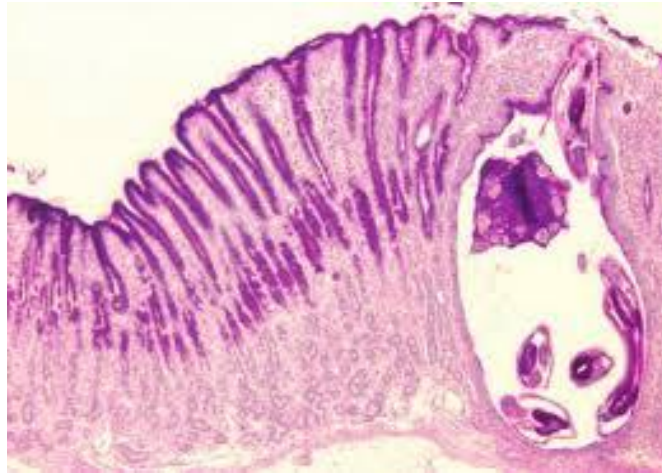
Trichuris sp. tiene un ciclo biológico directo en el cual las larvas infectivas se desarrollan dentro de los huevos, tras tres o más semanas en el exterior, siendo muy resistentes al frío, heladas y sequías, pudiendo vivir en el ambiente por varios años. Posteriormente a la ingestión de los huevos larvados por el hospedero, y a alcanzar la porción final del intestino delgado, los huevos liberan las larvas infectivas, permaneciendo de dos a diez días antes de dirigirse al ciego, lugar en el cual completan su desarrollo a adultos.

En el caso de *Lamanema chavezii*, patógeno de los camélidos sudamericanos, su ciclo biológico es similar hasta la fase de la ingestión de la larva infectiva con otros Trichostrongilidos, la cual luego penetra en la pared intestinal causando severos daños como enteritis catarral y hemorrágica con áreas de necrosis intestinal y migra hacia el hígado y pulmones, siendo el hígado el órgano donde mayor daño ocurre, en infecciones agudas produce congestión hepática, hemorragias petequiales, múltiples focos de necrosis coagulativas calcificación y fibrosis, la cual conduce a una apariencia moteada; en tanto, los pulmones presentan zonas congestionadas, que luego de su maduración es completada con la migración hacia el intestino a su retorno vía traqueal (Leguía, 1991).

2.4.1 HIPOBIOSIS

Como parte del ciclo biológico de los parásitos, cuando existen condiciones ambientales desfavorables -como en otoño e invierno-, la mayoría de parásitos, las larvas de cuarto estadio (L4) que se encuentran en el hospedero se someten a un período de desarrollo inhibido (Figura 2), arresto larvario o quiescencia (Soca *et al.*, 2005); que les permite persistir por largos periodos, denominado *hipobiosis*. Consiste en una respuesta adaptativa, por la cual los nemátodos pueden sobrevivir, mediante una oviposición en condiciones favorables como la primavera para el caso de *Haemonchus* y otoño en caso de *Teladorsagia*. Las larvas *hipobióticas* se reactivan en situaciones de estrés para el hospedero como procesos patológicos y en el periodo periparto, periodos en los cuales se registra un aumento en el recuento de huevos fecales (Goldberg, 2011).

Figura 2. Corte histológico donde se evidencia secciones transversales de larvas de



Ostertagia ostertagi en un corte de intestino de bovino.

2.5 TRANSMISIÓN DE LOS NEMATODOS GASTROINTESTINAL

La transmisión parasitaria se relaciona con la ecología y por tanto con la cadena alimentaria. El estadio infectivo del parásito puede contaminar el alimento o el agua y ser deglutido accidentalmente por el hospedero definitivo (Olsen, 1977). En los animales hospederos, los parásitos hembras que han sido fecundados colocan grandes cantidades de huevos que son eliminados junto con las heces y al llegar al suelo encuentran condiciones favorables para su desarrollo, transformándose en larvas infectivas (L₃) que suben a los pastos e infestan las aguas, siendo ingeridas por ovinos y alpacas al pastoreo (a excepción de *Trichuris* sp.). De este modo, los animales se infectan, desarrollándose las formas adultas en su tracto gastrointestinal (Quiroz, 2005). En los fundos el contagio se produce, al ingerir hierba infestada recientemente cortada y por el agua de bebederos, al lamer paredes, pilares y utensilios, así como al mordisquear paja de la cama (Othaix, 2014).

La infección de los animales jóvenes es favorecida especialmente a través de animales adultos portadores de parásitos, los cuales diseminan la enfermedad por medio de la eliminación de huevos. En el pastoreo el contagio es favorecido considerablemente al pastar animales jóvenes, recién destetados, con adultos y cuando el pastoreo es comunal, por ser peligroso cuando se realiza con animales de otros rebaños o con animales silvestres (Quiroz, 2002).

2.6. FACTORES QUE FAVORECEN Y CONDICIONAN LA PRESENTACIÓN DE HELMINTIASIS

Varios factores favorecen el parasitismo gastrointestinal; sin embargo, se debe considerar que la relación hospedero - parásito determina principalmente la ocurrencia y el curso de la infección parasitaria; siendo necesario describir los factores que favorecen la presentación de la nematodiasis; hospedero, parásito y medio ambiente (Roerber *et al.*, 2013).

2.6.1. HOSPEDERO

Dentro del factor hospedero, se pueden derivar sub-factores asociados a éste como edad, estado nutricional, estado fisiológico e inmunidad, de suma importancia para el establecimiento exitoso de una infección parasitaria.

a) EDAD

Los animales jóvenes son más susceptibles a los parásitos que los adultos. En ovinos los corderos, en sus primeros meses de vida, no constituyen una categoría muy susceptible al parasitismo, porque reciben un cierto grado de protección a través del calostro y, adicionalmente, tienen una baja ingestión de pastura (ingiriendo pocas larvas). Los animales, entre el destete y la adultez, son los más afectados por acción de los parásitos (Zárate, 2003).

Un estudio realizado por Contreras *et al.* (2014), en alpacas de dos comunidades en Cuzco, concluyó que la edad fue un factor de riesgo para la presencia de nematodos gastrointestinales; alpacas entre 5 meses a 1 año, y aquellas de 1 a 3 años de edad, presentaron 2.93 y 1.98 veces mayor riesgo de presentar infección parasitaria que los animales adultos.

La mayor probabilidad de infección por nematodos en alpacas jóvenes, en relación a animales mayores de tres años, posiblemente sea a causa del destete, que coincide con la época seca cuando los pastos son deficientes en cantidad y calidad, generándose un estrés de tipo nutricional y una deficiente respuesta inmune frente a los parásitos (Leguía y Casas, 1999). Además, el pastoreo en conjunto, donde animales adultos y crías conviven durante la lactación y el empadre, ocasiona la contaminación de los campos de pastoreo con niveles altos de larvas infectivas (Chávez *et al.*, 1967). En alpacas, un mayor porcentaje de los parásitos strongilidos se encuentra influenciado por la edad de los animales,

diferenciándose de la distribución de *Nematodirus sp* y *Capillaria sp*, de los cuales, el primero se halla en animales jóvenes y el último únicamente en adultos (Rojas *et al.*, 1993).

b) ESTADO NUTRICIONAL

Los animales con mayor nivel de nutrición toleran los efectos de las nematodiasis gastrointestinal. Vagenas *et al.* (2007) reportan que existe una interacción genotipo – nutrición dependiente de los cambios que se realicen en la dieta proteica, concluyendo que existe correlación entre resistencia y nutrición. En las épocas secas, con la disminución de la cantidad y calidad de las pasturas, los problemas de nematodiasis tienden a agravarse, aún más en procesos de lactación y gestación, causando una menor respuesta adquirida y una consecuente mayor eliminación de huevos (Houdijk, 2008).

c) ESTADO FISIOLÓGICO

Al final del periodo de gestación e inicio de la lactancia los animales se tornan más susceptibles a los efectos del parasitismo. Se debe a las alteraciones hormonales fisiológicas, como el incremento del cortisol endógeno y prolactina (Connan, 1976; Romero y Boero, 2001).

d) INMUNIDAD

Con relación a la inmunidad, Seaton *et al.* (1989) reportan que experimentalmente, para el desarrollo de una respuesta inmunológica contra nemátodos como *Teladorsagia circumcincta*, se requiere una constante infección de miles de larvas de tercer estadio, repetidamente en un periodo de varios meses; de este modo, mediante una efectiva respuesta, se disminuye el establecimiento de larvas a nivel de la mucosa abomasal, el desarrollo larvario y la fecundidad de hembras adultas. Además, se ha comprobado que la Inmunoglobulina A (Ig A) juega un rol importante en la restricción del crecimiento y desarrollo larvario (Smith *et al.*, 1999).

2.6.2. PARÁSITO

Los factores involucrados con el parásito son: especies parasitarias, número parasitario presentes en el tracto gastrointestinal, ciclo biológico, duración de la fase histotrópica, sobrevivencia de las larvas en el ambiente y su implantación en el hospedero (Roeber *et al.*, 2013).

2.6.3. MEDIO AMBIENTE

Los factores que involucran al medio ambiente son: carga animal, clima, estación, tipo de pasturas y microclima (McKellar, 1993). Bajo esta última premisa cabe considerar que las diferencias climáticas de cada región tienen un gran efecto en la epidemiología de las infecciones por nematodos gastrointestinales (Barger, 1993); siendo particularmente la temperatura y la humedad los factores que destacan (Tembely *et al.*, 1998). Sin embargo, además del directo impacto que ejerce el clima sobre la distribución de los parásitos, así Mottier y Lanusse (2001) reportan que existen factores exógenos como los regímenes de tratamiento antihelmíntico y el patrón de movimiento de los animales en una determinada región.

La eclosión de los huevecillos de muchos nematodos, a tiempos predeterminados, también reduce o evita la alta mortalidad que se produce por las injurias del medio ambiente; en tanto que las L₃ de los strongilidos han adoptado una estrategia pasiva en el pasto y permanecen inertes a nivel de estos, próximos a ser consumidos por el hospedero y continuar con el ciclo biológico.

2.7. IMPACTO PRODUCTIVO DE LOS NEMATODOS GASTROINTESTINALES

Los nematodiasis gastrointestinal es uno de los principales factores que afectan negativamente la productividad ovina (Torres-Acosta y Hoste, 2008) y alpaquera (Ballweber, 2009), considerándose una de las enfermedades parasitarias más importantes en los rumiantes domésticos (Rojas, 2004); ya que genera gran reducción de la productividad de los rebaños en muchos países sudamericanos (Díaz *et al.*, 2000) y europeos (Ballweber, 2009), tales como reducción de crecimiento y de ganancia de peso vivo, retardo de la primera gestación, alargamiento del intervalo entre partos y disminución de la producción de carne, leche o lana; además del decomiso de vísceras, que en el Perú produce grandes pérdidas económicas anuales, reportadas entre 11, 18.5 y hasta 50 millones de dólares (Rojas, 1990; Manrique y Cuadros, 2002; y Espinoza *et al.*, 2010, respectivamente).

Dentro del complejo parasitario de la nematodiasis ovina, la causada por *Teladorsagia circumcincta* es considerada la mayor impacto sobre la productividad de corderos en crecimiento y el desencadenamiento de infecciones subclínicas en Reino Unido (Coop *et al.*, 1982; Coop *et al.*, 1985). En tanto, Castells *et al.* (1995), en Uruguay, valoran un impacto

de los nematodos en la cría ovina de un 23.6% en pérdida de peso vivo, así como 29.4 % en peso del vellón sucio y 50 % de incremento de la mortalidad.

Los parámetros productivos, como tasa de crecimiento de corderos, son afectados por una infección nematódica con mayor intensidad cuando coexisten una serie de factores, tales como: (a) mala nutrición, (b) depresión del consumo de alimento, los cuales pueden intensificarse debido al daño producido por los nemátodos gastrointestinales, generándose un déficit en la absorción de nutrientes, en especial de nitrógeno, y pérdida de proteína endógena, consecuencia de la pérdida de células mucosas, mucus y sangre (Symons y Steel, 1978).

En términos económicos, se genera además un incremento del costo por el uso de servicios veterinarios, antiparasitarios y su aplicación (Rojas, 2004). Por ejemplo, se estima que en los años 90's, la pérdida económica anual para ovinos y vacunos en Australia, fue aproximadamente de 1 billón de dólares (McLeod, 1995); y, en el 2005 ésta alcanzó, en el Reino Unido, 84 millones de Libras Esterlinas (Vagenas *et al.*, 2007; Halliday *et al.*, 2012).

En términos sanitarios, el potencial patógeno producido en el hospedero también varía dependiendo del tipo de nematodo, por ejemplo *Haemonchus contortus*, genera una gama de alteraciones fisiopatológicas con un cuadro anémico severo e hipoproteinemia debido a las múltiples hemorragias internas, que altera de manera crítica la productividad, a causa del grado de patogénesis. Al respecto, Ueno y Gutiérrez (1983), reportan que en ovinos, por causa de acción hematófaga de cada parásito de *Haemonchus contortus*, se pierden al día aproximadamente 0.05 ml de sangre del intestino; por esto, una infección masiva de este nematodo podría generar en el hospedero un cuadro anémico severo. Otros parásitos, como *Trichostrongylus colubriformis*, se alimentan de tejidos de la pared intestinal generando diarreas y retardo en el crecimiento (Castells, 2002).

Todos estos aspectos conllevan a grandes pérdidas económicas, por una producción subóptima de fibra, carne y / o de cuero (Leguía, 1991); por esto, en el Perú en el año 1972, se estimaron pérdidas de alrededor de 11 millones de dólares anuales en estas especies (Rojas, 2004); motivo por el cual, la parasitosis gastrointestinal es considerada una enfermedad de gran impacto económico en el país (Bustinza y Choque, 2001).

2.7.1. ACCIÓN DAÑINA DE LOS NEMATODOS GASTROINTESTINALES

Según Soca *et al.* (2005), los parásitos gastrointestinales pueden generar efectos perjudiciales a sus hospedadores, tales como :

- Pérdida de sangre, linfa o exudados;
- Necrosis tisular;
- Pueden determinar reacciones alérgicas;
- Pueden producir diversas reacciones del hospedador como inflamación, hipertrofia, hiperplasia y formación de nódulos;
- Pueden disminuir la resistencia del hospedador a otras enfermedades y parásitos;
- Expoliadora, directa o indirecta, a nivel del tracto digestivo;
- Mecánica, de tipo traumático, cuando se manifiesta lesión en los tejidos (lesiones intestinales por órganos lacerantes de gusanos) y de tipo obstructivo, cuando el número o volumen de los parásitos provocan la obstrucción de un conducto orgánico (Blood, 2002).

Los signos clínicos que presentan los animales de toda edad, con neumogastroenteritis verminosa, pero con mayor severidad los jóvenes son (Caballero y Hervas 1985):

- Reducción de la ingestión;
- Adelgazamiento;
- Heces blandas, se van volviendo líquidas, de color verde oscuro o amarillo;
- Deshidratación;
- Diarrea persistente;
- Ineficacia de los antihelmínticos;
- Pelaje largo y seco;
- Taquicardia;
- Mucosas pálidas;
- Edema submandibular; y,
- Postración.

Por lo tanto, en la nematodiasis se presentan diversos signos clínicos de acuerdo al agente causal, carga parasitaria, así pues existe signos como inapetencia, la cual es causada por el dolor de la acción traumática a nivel de los tejidos como parte de una acción expoliadora parasitaria; mayor actividad metabólica, para compensar la pérdida de sangre y proteínas

extraídas por el parásito; modificación de la composición corporal y del metabolismo energético (Rojas, 1990), disturbios en el metabolismo mineral afectando la integración ósea así como en el metabolismo proteico generando la reducción de la masa muscular y la eficiencia energética, las cuales son evidenciadas cuando el desarrollo de larvas infectivas a nivel de abomaso e intestino delgado parecen reducir el desarrollo esquelético con reducción de las dimensiones externas óseas debido a la alteración de la matriz ósea generado por una merma en la absorción de proteínas y minerales principalmente fósforo (Skykes, 1983).

2.8. PRESENTACIÓN DE LA ENFERMEDAD

La nematodiasis gastrointestinal puede presentarse de forma clínica o subclínica:

Parasitosis clínica. Los síntomas clínicos son los siguientes: diarrea, palidez de las mucosas, pérdida del apetito, pelo quebradizo e hirsuto y edema en la quijada. Como consecuencia de los mismos, hay un retardo en el crecimiento y una tasa de mortandad que varía entre el 4 y el 10% (Cruz *et al.*, 2010).

Parasitosis subclínica. Retardo en el crecimiento del animal, disminución en la ganancia de peso y en la producción de leche, menor abertura del canal pélvico para el parto retardo de las actividades reproductivas y predisposición a otras enfermedades de diversa índole (Soca *et al.*, 2005).

La frecuencia de presentaciones clínicas es de 2 a 10%, mientras que la mayoría de los casos se trata de manifestaciones subclínicas (90 a 98%) que son las que más pérdidas le causan al ganadero, ya que pasan desapercibidas al no existir signos aparentes. En la presentación subclínica, la apariencia del conjunto de los animales es relativamente buena; siendo la disminución del ritmo de crecimiento o la pérdida de peso la única señal de su presencia (Cruz *et al.*, 2010).

2.8.1 DIAGNÓSTICO DE LA NEMATODIASIS GASTROINTESTINAL

Actualmente, los métodos de diagnóstico de la nematodiasis gastrointestinal son múltiples, siendo el método actual más usado el contaje fecal de huevos (FEC por sus siglas en inglés) (Preston *et al.*, 2014), el cual es la forma más práctica y eficiente de determinar carga parasitaria, además es usado mundialmente para determinar la resistencia del hospedero contra infecciones de nematodos gastrointestinales y para estimar el valor de crianza de la resistencia del hospedero (Stear *et al.*, 2007), ya que en términos prácticos sería imposible

realizar el conteo directo de nematodos adultos en la necropsia de animales adultos (Goldberg, 2011). Sin embargo, éste método tiene poca adopción en su aplicación en sistemas de programas de pequeños rumiantes en países desarrollados así como en granjas ganaderas (Woodgate y Love, 2012) ya que es influenciado por factores como temporada y puede no reflejar necesariamente la carga parasitaria real de los animales (Singleton *et al.*, 2010).

El conteo del número de parásitos y la medición del peso corporal son las medidas más directas para determinar la infección por parásitos gastrointestinales y son consideradas las pruebas de oro (Gold Estándar), es decir son las mejores alternativas diagnósticas para la estimación de cargas parasitarias; además mediante un coprocultivo (Ueno y Gonçalves, 1998) se puede obtener las larvas L₃ y L₄ así como las adultos hembras y machos, los cuales pueden ser enumerados y diferenciados por morfología y biometría (Van Wyk y Mayhew, 2013), siendo clave su conteo e identificación para complementar los datos de resistencia del hospedero.

Dentro de los métodos coprológicos convencionales, los huevos HTS pueden detectarse mediante exámenes cualitativos y cuantitativos; Los exámenes cualitativos comprenden los métodos de sedimentación y flotación, que permiten determinar sólo su presencia e identificarlos correctamente; mientras que los exámenes cuantitativos además de demostrar la presencia parasitaria, permite contabilizarlos mediante cámaras diseñadas para este propósito, siendo el método McMaster modificado el método mas ampliamente utilizado para este propósito.

El método de McMaster modificado se realiza mediante las cámaras McMaster de doble o triple compartimiento, de las cuales al observar 1 huevo es equivalente a 50 ó 8 por gramo de heces respectivamente, cabe resaltar que este método es de fácil y rápido además de distinguir entre especies por morfología de los huevos (no tipo estrongilido), sin embargo, subestima la carga parasitaria cuando la carga de huevos parasitarios es baja (Levecke *et al.*, 2009; Rossanigo y Gruner, 1991) por lo tanto, el número de huevos por gramos de heces no siempre es una indicación exacta del número de nematodos presentes. Por otro lado, la identificación específica de los huevos no es práctica. Los conteos de huevos por gramos de heces pueden ser negativos o falsamente bajos en presencia de un gran número de vermes inmaduros, aun cuando se presenten diversos parásitos adultos (Merck, 2000), además de

resultar en subestimar eficacia antihelmíntica, por lo que se recomienda técnicas más sensitivas, como la técnica FECPAK, la cual detecta un límite de 10 hpg (Demeler *et al.*, 2009) o la técnica FLOTAC , la que detecta un límite de 1 a 2 hpg (Cringoli, 2004).

Actualmente, existen otros métodos de diagnósticos basados en marcadores relacionados con la infección gastrointestinal, los cuales se han caracterizado por su interrelación con la infección aguda y ser inducidos por procesos patológicos parasitarios como la anemia o por su relación con la medición de la carga parasitaria a nivel fecal (Preston *et al.*, 2014).

La disminución del volumen sanguíneo puede indicar la presencia de infección con parásitos hematófagos como *H. contortus* siendo este parámetro utilizado como herramienta de diagnóstico para animales claves cuyo objetivo son los tratamientos antihelmínticos y la selección de ovinos resistentes a parásitos, dentro de esta categoría, además se usa la medición del paquete volumen celular y FAMACHA © (Van Wyk y Bath, 2002).

Otro método recientemente investigado, el empleo de caninos entrenados para detectar fecas de animales infectados con parásitos gastrointestinales, lo cual ha resultado ser altamente sensible, detectándose *T. circumcincta* en ovinos infectados a los siete días de infección oral, obteniéndose un 85% de efectividad, la ventaja de este método es que se puede detectar la infección gastrointestinal antes de la aparición de los signos clínicos (Richards *et al.*, 2008).

El comportamiento animal es influenciado por las infecciones parasitarias permitiendo identificarse animales resistentes y susceptibles, un reciente estudio realizado por Falzon *et al.* (2015) en el cual se ha usado GPS (Global positioning system) ha revelado que animales con alta carga de huevos parasitarios (susceptibles) caminan significativamente mayores distancias en comparación con animales con baja carga parasitaria, se presume que este mecanismo es para pastorear por largos periodos para cubrir la demanda proteica e ir hacia las fuentes de agua debido al incremento de sed de los animales.

Los marcadores diagnósticos relacionados a la inmunidad de la infección a parásitos gastrointestinales aún se encuentran en investigación puesto que se ha reportado que la resistencia a la infección es dependiente en la inducción de la respuesta tipo dos (Th2) o también denominada respuesta alérgica (Gill *et al.*, 1995), sin embargo, se ha reconocido

que las manifestaciones antes y después de este tipo de respuesta también son de vital importancia para tener éxito en el control de la infección.

2.8.2 DIAGNÓSTICO DE LA RESISTENCIA GENÉTICA A LA INFECCIÓN POR NEMATODOS GASTROINTESTINALES

Existen diversos métodos de diagnóstico de la infección por nematodos gastrointestinal, por ejemplo la detección de los anticuerpos han demostrado ser una herramienta útil en el diagnóstico de la parasitosis gastrointestinal. Altos niveles de anticuerpos específicos a parásitos, como IgG, IgE e IgA, son los hallados en una respuesta parasitaria gastrointestinal (Preston *et al.*, 2014). En infecciones con *Haemonchus contortus* se ha demostrado que los IgA sérica e IgG1 son consistentemente altos en animales genéticamente resistentes (Gill *et al.*, 1995). El test CarLa (Carbohydrate larval antigen), detecta fácilmente anticuerpos salivales contra antígenos larvales de nematodos y ha sido seleccionada como herramienta óptima para la selección de animales resistentes con un nivel alto de inmunidad a parásitos internos, sin embargo esto es solo útil para el caso de animales mayores de 6 meses ya que para la producción de estos anticuerpos es necesario una exposición previa y repetitiva, (Shaw *et al.*, 2011).

Otros autores como Kimambo *et al.* (1988) reportan que la eosinofilia en sangre periférica está asociado a altos niveles en ovinos resistentes a parásitos gastrointestinales como *Haemonchus contortus*, *T circumcincta* y *T. colubriformis*, sin embargo, la heredabilidad de esta condición fue hallada sólo para un 43%, actualmente este tema se encuentra en investigación.

El diagnóstico basados en marcadores inherentes incluye al grupo sanguíneo, los recientes estudios indican que ovinos con sangre tipo HbAA son más resistentes a *H. contortus* y *T. circumcincta* que los ovinos de sangre tipo HbAB y HbBB (Altaif y Dargie, 1978; Preston y Allonby, 1979) sin embargo no está totalmente dilucidado si existe una relación entre tipo sanguíneo y resistencia a parásitos gastrointestinales.

Otro tipo de diagnóstico involucra a los marcadores de inmunocompetencia/enfermedad en animales resistentes (Preston *et al.*, 2014), los cuales se encuentran en proceso de investigación, concierne a las reacciones cutáneas de hipersensibilidad, las cuales pueden ser una forma confiable de medir la capacidad del sistema inmunológico para responder

eficazmente a la enfermedad y distinguir entre animales resistentes y susceptibles se han evaluado como una herramienta potencial para la identificación de la resistencia de los ovinos a *T. colubriformis* y *H. contortus* (Rothwell y Sangster, 1997). Estos marcadores son categorizados como marcadores innatos independientes de la infección y edad del animal, por lo tanto, los marcadores basados en características inherentes son solo exitosos para crianza de animales resistente a la parasitosis gastrointestinales.

2.9 METODOS DE CONTROL

2.9.1 DROGAS ANTIHELMÍNTICAS

La problemática sanitaria parasitaria en crianzas productivas ha ido incrementándose en los últimos años lo cual ha generado la implementación de varios métodos de control de los nematodos gastrointestinales, de los cuales, el más empleado se basa en el uso de drogas antihelmínticas (Wolstenholme *et al.*, 2004); por muchas décadas el control de los parásitos gastrointestinales de importancia económica en animales se ha basado en el uso de productos químicos como antiparasitarios (Woolaston y Baker, 1996), inicialmente el uso de los agentes de amplio espectro como benzimidazoles, tetrahidropirimidinas y lactonas macrocíclicas revolucionaron el control parasitario debido a su alta efectividad, sin embargo su uso empírico, desmedido e indiscriminado en los últimos años ha generado múltiples casos de resistencia a nivel mundial (Papadopoulos, 2008; Roeber *et al.*, 2013).

2.9.2 RESISTENCIA ANTIHELMÍNTICA

La resistencia antihelmíntica ha sido definido por Prichard *et al.* (1980) como la existencia de una alta frecuencia de individuos en una población que toleran la dosis de una droga antiparasitaria que normalmente era letal para la población original (susceptible), la cual se encuentra influenciada por factores como frecuencia y distribución de los tratamientos, eficacia de la droga, deposición de huevos, manejo de pasturas y condiciones pluviométricas (Barnes *et al.*, 1995); esta condición está supeditada a la capacidad de transmisión de los genes resistentes de los parásitos supervivientes a su progenie (Taylor *et al.*, 2007) generando que inevitablemente se desarrolle una resistencia antihelmíntica (Álvarez-Sánchez *et al.*, 2006).

Los reportes de resistencia antihelmíntica en países europeos involucran resistencia contra benzimidazoles, con reportes locales de levamisol y casos aislados de resistencia a lactonas macrocíclicas (Papadopoulos, 2008). Así mismo, Bartley *et al.* (2004), y Wrigley *et al.* (2006) reportan un incremento en la resistencia antihelmíntica de *Teladorsagia circumcincta* para tres tipos de drogas antihelmínticas (fenbendazol, levamisol e ivermectina).

En alpacas, la resistencia antihelmíntica a lactonas macrocíclicas fue reportado por primera vez en Bélgica (Sarre *et al.*, 2012), en tanto que en Oceanía, en Australia, el primer reporte de resistencia a esta misma familia antihelmíntica ha sido para *Haemonchus contortus* en alpacas (Jabbar *et al.*, 2013). En el Perú, existe un reporte en Puno, en el cual ha sido hallado resistencia antihelmíntica a ivermectina para los Trichostrongiloideos, *Nematodirus* sp. y *Lamanema chavezii* (Traversso, 2011).

En rumiantes se han desarrollado múltiples investigaciones en distintos países de Oceanía y Europa como Inglaterra (Stafford y Coles, 1999) Grecia (Papadopoulos, 2008), España, Suecia (Höglund *et al.*, 2009), Italia (Rinaldi *et al.*, 2014) y Eslovaquia (Čerňanská *et al.*, 2006) y en Oceanía, Nueva Zelanda (Mason y McKay, 2006). En Norteamérica y Centroamérica, se determinó resistencia antihelmíntica en Estados Unidos, México, Costa Rica (Torres- Acosta *et al.*, 2012) y Nicaragua (Rimbaud *et al.*, 2005). A nivel de Sudamérica, se ha registrado resistencia antihelmíntica principalmente en Argentina, Brasil y Uruguay (Fiel *et al.*, 2000; Suarez y Cristel, 2006), siendo común en estos países hallar frecuentemente granjas ovinas con resistencia múltiple a diversos parásitos, no en tanto, también se han reportado otros países como Chile (Sievers y Alocilla, 2007), Bolivia (Mamani y Condori, 2009) y en nuestro país, se ha reportado el uso inadecuado de drogas antihelmínticas como levamisol, fenbendazol, albendazol e ivermectina en rumiantes en los distritos de Cajamarca y San Pablo (Esteban-Andrés *et al.*, 2013), además de existir evidencia de resistencia antihelmíntica en ganado bovino en Jauja (Junín) a tremátodos como *Fasciola hepática* a triclabendazol y albendazol (Chávez *et al.*, 2012).

Cabe resaltar que los residuos de estos productos antiparasitarios pueden acumularse en los tejidos de los animales hospederos y por lo tanto, podría generarse consecuencias adversas para el caso de la salud humana que conllevarían perjuicios a nivel del comercio internacional (Woolaston y Baker, 1996). Por lo tanto, es recomendable establecer una

adecuada dosificación sin riesgo de resistencia y evaluación de la eficacia de las drogas antihelmínticas, como diagnóstico previo del estado sanitario y situacional del rebaño cual requiera redosificar, así pues, existe una variedad de evaluaciones válidas para monitorizar la resistencia antihelmíntica pero muchos de estos son costosos, laboriosos y consume mucho tiempo lo que genera que sea impráctico para trasladarlo a condiciones de campo (Dolinska *et al.*, 2014).

Debido a las consecuencias generadas por un incorrecto uso de los antiparasitarios y sus consecuencias económicas y en la salud humana, se ha llevado a cabo un creciente movimiento urgente y necesario para la comprensión de la epidemiología parasitaria para desarrollar diversas estrategias integradas de control de parásitos internos que son menos dependientes de los antihelmínticos (Roeber *et al.*, 2013; McManus *et al.*, 2010).

2.9.3. METODOS ALTERNATIVOS DE CONTROL

En relación a esta problemática, se han buscado alternativas para minimizar el impacto de los nematodos gastrointestinales y reducir las pérdidas económicas (Dobson *et al.*, 2011), desarrollando líneas de investigación relacionadas con alternativas naturales para el control de nematodos gastrointestinales en ovinos como el consumo de forrajes ricos en metabolitos secundarios procedentes de plantas con acción antihelmíntica, control biológico de parásitos a través del uso de hongos, suplementación nutricional del hospedero (Krecek y Waller, 2006), desarrollo de vacunas candidatas potenciales (sobre todo moleculares) (Smith y Zarlenga, 2006), sin embargo, la investigación en ésta última área no ha tenido éxito, a no ser para parásitos de origen pulmonar pero aún permanecen en el área de la investigación.

En relación al manejo del pastoreo, éste consiste en diseñar estrategias que disminuyan la posibilidad de contacto entre las formas infectivas del parásito y del hospedero, actualmente los sistemas de pastoreo pueden ser: alternos, donde se alternan especies (bovino y ovino) o categorías (adultos y jóvenes) o rotativos donde la subdivisión en parcelas determina que se disminuya la permanencia o se aumenten los períodos de descanso (Castells, 2002).

2.9.4. RESISTENCIA GENÉTICA A NEMATODOS GASTROINTESTINALES

Una solución que ha retomado importancia pero tiene escasos estudios en camélidos sudamericanos, pero algunos avances en rumiantes (ovinos y caprinos) es utilizar la resistencia genética del hospedero para el control de los nematodos (Morris *et al.*, 2000) ya

que se ha documentado claramente las diferencias entre especies en la capacidad de resistencia de especies entre rumiantes a los nematodos gastrointestinales (Owen y Axford, 1991). Así por ejemplo, es destacable que las razas ovinas de pelo de trópicos parecen tener habilidad genética para resistir o tolerar a los nematodos gastrointestinales siendo la mayoría de los genotipos productivos provenientes de estas zonas (Baker, 1995).

Debido a estas diferencias entre hospederos con respecto a susceptibilidad y resistencia a parásitos, se han realizado múltiples estudios genéticos en ovejas durante más de 30 años, basados en los primeros estudios a partir del ganado vacuno, por lo que diversas investigaciones intentaron controlar la variación genética con respecto a cargas parasitarias de nematodos a través de las diferencias entre razas, a través de la variación genética entre los grupos provenientes de diferentes padres, y luego explotarlos a través de líneas de selección experimentales resistentes (Castells, 2005).

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). Sin embargo, se define 'resistencia a la infección parasitaria' como la capacidad del huésped de iniciar y mantener una respuesta para suprimir el establecimiento y controlar el ciclo biológico del parásito (Woolaston y Baker, 1995; Bishop y Stear, 2003). Por lo tanto, se consideran animales resistentes a los que poseen la habilidad de impedir la infección de nematodos gastrointestinales o eliminarla luego de instalarse (Castells, 2002). Cabe considerar que la infección por nematodos incluye el establecimiento de larvas ingeridas, velocidad y grado de desarrollo de éstos en el huésped, la mortalidad y la fecundidad del parásito medida a través del recuento fecal de huevos pero considerando múltiples factores como la sensibilidad de la técnica coprológica o el estado de hipobiosis en el que se puedan hallar las larvas parasitarias.

Por lo tanto, la capacidad de seleccionar animales resistentes a nematodos gastrointestinales depende de la existencia de la variación genética entre los animales y su capacidad de resistencia o tolerancia a las infecciones parasitarias y la identificación de las razas de los animales más resistentes, ya que éstos presentan menor carga parasitaria que los animales susceptibles, siendo los primeros aptos para la reducción en la contaminación de los pastos y que necesitaran menor número de tratamientos antiparasitarios consecuentemente generando menos costo en antihelmínticos y de servicios veterinarios (Barger, 1989).

El término de resiliencia involucra a los animales que poseen la habilidad de mantener niveles de producción aceptables bajo un desafío parasitario (Castells, 2002). Es decir, la capacidad de un animal para compensar los efectos negativos del parasitismo y mantener el nivel productivo (Alba y Muñoz, 2013). En tanto, el término de tolerancia, define a la aptitud de sobrellevar la infección parasitaria tolerando sus efectos pero perjudicando su producción (Bishop y Stear, 2003), es decir describe la capacidad del huésped para resistir a los efectos patogénicos de la infección parasitaria, sin parámetros productivos óptimos (Castells, 2002).

Dentro de estas categorías, la resiliencia presenta menor heredabilidad que la resistencia y según Eady (2009), ambos caracteres presentan una correlación genética favorable por lo que generalmente se selecciona para resistencia, además la resiliencia puede ser evaluado por comparación entre la performance de animales infectados y no infectados, pero se considera como un rasgo más difícil en su medición, puesto que se necesita conocer los niveles de producción con presencia y ausencia de desafío parasitario.

Para realizar esquemas de selección genética de mejoramiento en la resistencia contra nematodos gastrointestinales debe existir variación a nivel del fenotipo, la cual es atribuido a las variantes de la secuencia de ADN (variación genética) (Koudande *et al.*, 2005; Yazdi *et al.*, 2010). Actualmente, existen múltiples estudios que evidencian la variación genética en ovinos a nivel interracial (Gasbarre y Miller, 2000) como es el caso de la raza Massai Red, la cual ha obtenido un gran impacto en el aumento de la resistencia en términos de eficiencia general productiva (Baker *et al.*, 2002). Otras razas cuya variación genética ha sido demostrado han sido las razas Merino (Woolaston y Ventana, 2001), Scottish Blackface (Bishop *et al.*, 1996), Romney (Morris *et al.*, 2000) y Soay (Smith *et al.*, 1999).

A través de estos estudios, se evidencia potencialmente la mejora de la resistencia de los nematodos por introgresión de animales resistentes (Koudande *et al.*, 2005; Yazdi *et al.*, 2010), o aumentando su frecuencia dentro de una población. La selección de animales para resistencia contra nematodos gastrointestinales viene siendo desarrollada también en otras especies como la caprina, así pues Mandonnet *et al.* (2001) evaluaron la variabilidad de resistencia en cabras criollas en trópicos húmedos obteniendo variados valores para las correlaciones genéticas, además concluyen que esta característica es similar a un nivel de control genético a lo observado en ovinos obteniéndose una moderada heredabilidad.

Cabe indicar que medidas hematológicas como el hematocrito y la respuesta inmune incluyendo recuentos de eosinófilos y las concentraciones de Ig A específica-nematodos e Ig E también han sido objeto de investigación; Sin embargo, estas mediciones fenotípicas varían con el tiempo y se ven afectados por las especies de nematodos y su exposición previa al hospedero (Bishop, 2012). Sin embargo, pese a la variación en las estimaciones de heredabilidad para estos indicadores fenotípicos, se considera que la resistencia a nematodos es moderadamente heredable (Bishop, 2012).

Por lo tanto, 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). La selección de esta característica implica conocer los dos mecanismos que participan en la resistencia a los nematodos: 1) La resistencia innata que considera la iniciación y mantenimiento de la respuesta inmune del hospedero que previene, reduce o elimina la infección (Balic *et al.*, 2002); y 2) la resistencia adquirida, la cual está posiblemente controlada por genes diferentes los cuales se han estudiado en diversas razas como la Florida, Pelibuey, Blackbell y otras más (Torres y Morteo, 2009). La resistencia adquirida se genera después de un desafío y se evidencia cuando ocurre una nueva infección y las larvas que alcanzan el tejido se enfrentan a mecanismos humorales o celulares desarrollados por el sistema inmune que impiden su establecimiento o alteran las funciones de los parásitos reduciendo la infección (Balic *et al.*, 2002).

Dada la gran variabilidad en la eliminación de huevos de nematodos encontrada entre razas y dentro de razas, es factible la selección de ovinos con resistencia genética a nematodos gastrointestinales, por lo que un aspecto importante es conocer el nivel de infección ante el cual es posible determinar una respuesta adquirida en los corderos; por lo tanto, si las enfermedades parasitarias son un determinante significativo de limitancia en la rentabilidad, es viable que esta resistencia al parasitismo se deba considerar junto a otros rasgos de importancia genética (Woolaston y Baker, 1996), ello con el fin de seleccionarlos lo antes

posible para implementar posteriormente un programa de selección de individuos con resistencia parasitaria como se ha venido llevando a cabo en especies como la ovina (Waller, 1993; Barger, 1993) y que no difieren de otro tipo de programa de mejora genética relacionada a otra característica.

Existen varios reportes sobre la correlación entre el índice de huevo por gramo de ovejas madres y de sus corderos medido luego de su destete, así Vanimiseti (2003) y Hayward *et al.* (2010) encontraron una correlación entre la medición de las ovejas y de sus corderos generalmente muy bajas y no significativas, sin embargo Bouix *et al.* (1998) hallaron una correlación entre el índice de huevo por gramo de heces en ovinos polacos de lana larga y de sus corderos a los 6-7 meses de edad de 0.58 ± 0.11 . Estos reportes sugieren que las respuestas a la infección en corderos, en ovejas lactantes y no lactantes, no son similares; concluyéndose que la resistencia adquirida en corderos jóvenes y en ovejas adultas, estarían controladas por diferentes mecanismos genéticos.

Las estimaciones genéticas de heredabilidad de resistencia a nematodos son muy variables y dependen de la fiabilidad de la medición del fenotipo, el cual se ha determinado como FEC, para evaluar la gravedad de la infección por nematodos (Singleton *et al.*, 2010) el cual presenta una moderada a alta correlación con la carga de nematodos, por lo que se considera como un indicador fiable de la carga parasitaria y resistencia del animal (Beasley *et al.*, 2010). La mayoría de los índices de heredabilidad para conteo de huevo fecal en ovejas están generalmente en un intervalo de 0,2 a 0,4, siendo importante destacar que la resistencia a diferentes parásitos de tipo strongilidos parece estar fuertemente correlacionados genéticamente (Gruner *et al.*, 1985), e incluso correlaciones genéticas entre éstos y *Nematodirus* sp., están en menos 0,5 (Bishop *et al.*, 2004).

Se han publicado múltiples investigaciones sobre la genética de la resistencia a los nematodos en el ganado ovino en Nueva Zelanda y Australia. Morris (2000) resumió los datos publicados de conteo fecal de huevos en líneas de selección de razas de ovino Merinos en Australia y en ovinos de raza Romney y Perendales en Nueva Zelanda, así como la selección de una línea de ovinos de raza Romney concluyendo que existe una alta capacidad de resistencia en dichas razas. La heredabilidad realizada de las funciones transformadas diversamente de conteo fecal de huevos es en promedio de 0,32 (con error estándar desde 0,03 hasta 0,14), mientras que la heredabilidad de la medida de la resistencia a los nematodos

fue de $0,14 \pm 0,03$. Recientemente, Safari *et al.* (2005) revisaron las estimaciones de heredabilidad de diversas publicaciones (1992 a 2003), y encontraron un promedio ponderado para transformar el conteo fecal de huevos de $0,27 \pm 0,02$, de 16 experimentos. En términos prácticos, la resistencia del huésped al endoparasitismo gastrointestinal se estima como un rasgo hereditario y se utiliza en programas de mejoramiento ya que se ha demostrado que es moderadamente heredable. Así pues, el progreso genético en el conteo fecal de huevos se está realizando en rebaños en los que se aplica la selección, con heredabilidades de aproximadamente 0.2 en Nueva Zelanda y de 0,22 en Australia. Sin embargo, se debe tener en cuenta que la selección para características productivas como leche o tasa de crecimiento han tenido efectos de una correlación desfavorable para sanidad y fertilidad (McManus *et al.*, 2010).

Con respecto a estimaciones de las correlaciones genéticas entre conteo fecal de huevos transformado y características productivas parecen variar con la raza y entre países, en particular en las estimaciones entre ovinos de razas lanudas vs razas Merino en Nueva Zelanda y Australia (Morris *et al.*, 2000; Safari *et al.*, 2005). Diversos estudios en Nueva Zelanda reportan que el conteo fecal de huevos se encuentra correlacionado genéticamente desfavorablemente con el crecimiento de los corderos, y con pesos de lana en todas las edades (Bisset *et al.*, 1996), mientras que los datos revisados en Australia por Safari *et al.* (2005) en la raza Merino sugieren que no existe significancia entre correlaciones genéticas del conteo fecal de huevos con crecimiento de los corderos o peso de vellón.

La influencia genética sobre la resistencia genética a nematodos gastrointestinales en las ovejas de cría, no está bien documentada como la resistencia a nematodos gastrointestinales en corderos (Bishop y Stear, 2001), así pues, Morris *et al.* 2000, reportaron la resistencia hereditaria al nematodo *Nematodirus* sp. con estimaciones de heredabilidad de 0.15 ± 0.03 en los corderos de 4 meses de edad y $0,26 \pm 0,04$ a los 6 meses de edad, con correlaciones genéticas con los datos del conteo fecal de huevos registrada a las mismas edades obteniendo un promedio ponderado de 0.43.

2.9.5 BASES GENÉTICAS DE LA RESISTENCIA A NEMATODOS GASTROINTESTINALES

En referencia a las bases genéticas de la resistencia a nematodos gastrointestinales, se ha reportado la participación de marcadores de células inmunes y citoquinas: como el complejo

mayor de inmunohistocompatibilidad (CMH) e interferón Gamma (INF- γ), éstos son marcadores de los cuales se basan la mayoría de investigaciones, así pues un estudio reciente identificó 14 vías de rutas de expresión en la resistencia a parásitos gastrointestinales, de las cuales 4 rutas involucraban al CMH (Sayre y Harris, 2012) en tanto, del mismo modo se halló un asociación de una ruta de expresión que involucraba a INF- γ .

Desde 1979 se han realizado múltiples estudios cuyo objetivo principal fue identificar secciones del ADN que se relacionen con la variación fenotípica concerniente a resistencia a parásitos, es decir los denominados locus de características cuantitativas o en ingles, quantitative trait locus (QTL) en la especie ovina, tanto en animales susceptibles y resistentes. Dichos estudios han demostrado su localización en múltiples cromosomas involucrados: Cromosoma 1 (Diez-Tascon *et al.*, 2002), 2, 6 (QTL para resistencia a *T. colubriformis* en familias de ovino Merino en Australia), 14 (Davies *et al.*, 2006) y 20, este último contiene muchos genes relacionados desde el punto de vista inmunológico como las proteínas que interactúan con el Complejo Mayor de Inmunohistocompatibilidad tipo 2 (MCH-II) y receptor de células T (TCR) (Janssen *et al.*, 2002). En tanto, se ha dilucidado que a nivel del cromosoma 3, se han hallado genes en dirección este de los códigos de la región del interferón gamma (IFN- γ) por lo que estos son considerados como uno de los genes implicados en la inmunidad adquirida en la resistencia a nematodos gastrointestinales (Charon, 2004).

Múltiples estudios sobre la asociación de resistencia a los nematodos gastrointestinales y marcadores genéticos, por ejemplo: los marcadores OarCp73, DYMS1 y BM1815 en ovejas de raza Rhönschaf (Janssen *et al.*, 2002), el complejo de inmunohistocompatibilidad tipo II (CMH-II), el antígeno (CMH) de clase II DRB1, IFN- γ se han asociado a bajos recuento fecales de huevos en ovinos. Por lo tanto, estos resultados evidenciaban un rol de importancia de estos marcadores y antígenos y su relación con la inmunidad adquirida, sin embargo, estudios actuales realizados por Dervishi *et al.* (2011) y Reyes-Guerrero *et al.* (2015) han manifestado que no se han reportado diferencias en la relación fenotípica y genotípica en alelos de genes como el IFN- γ para resistencia a nematodos gastrointestinales.

Existen otros estudios que han hallado asociaciones potenciales entre el alelo ovino DQA2 y la resistencia a nematodos, evidenciándose una relación con el contaje fecal de huevos parasitarios, sin embargo, éstas han sido dependientes con la edad de la oveja y el tipo de parásito. Además otro estudio que involucra el alelo DRB1*1101 (antes llamado

DRB1*0203) ha demostrado una reducción de la carga de *Trichostrongylus. circumcincta*, y un aumento de los niveles de IgA y IgE mucosal e incremento del número de mastocitos (Hickford *et al.*, 2011).

Se ha reportado que los hospederos no tienen la misma susceptibilidad ni las mismas respuestas inmunológicas a diferentes especies de parásitos y, por lo tanto, la identificación de QTL que afectan la resistencia a especies de parásitos específicos requieren un estudio fenotípico complementario extenso de una estructura poblacional apta para realizar un análisis estadístico, los cuales requieren genealogías de al menos dos, tres o más generaciones, de preferencia con padres comunes ampliamente usados. Este aspecto es una limitante actual en nuestro país, ya que el uso de registros genealógicos es escaso, Sin embargo, en países desarrollados la disponibilidad creciente de marcadores genéticos obtenidos por la secuenciación del genoma ha generado la posibilidad de acortar el tiempo requerido para la resistencia ya que se dispone de marcadores genéticos o de la selección genómica.

Actualmente, también se opta por una prueba de marcadores de ADN o la selección asistida por marcadores a los criadores que desean seleccionar para mejorar la resistencia, denominada 'WormSTAR™', el cual es llevado a cabo en países como Nueva Zelanda. Este método explica aproximadamente el 2.03 a 3.06% de la variación genética de los rasgos del conteo fecal de huevos, 4.8 a 5.5% de los rasgos de peso vivo, 3,7% para los rasgos de lana y un 6,2% para el peso magro (McEwan *et al.*, 1995).

Estudios iniciales con marcadores de microsatélite han demostrado que la resistencia es un rasgo poligénico, es decir la resistencia es determinada por pequeñas contribuciones de múltiples genes, sin embargo en años más recientes, éstos en gran parte han sido substituidos por el polimorfismo de nucleótido único (SNP) ya que poseen un alto rendimiento y una plataforma de genotipificación más económica. Así Kemper *et al.* (2012) reporta que ninguno de estos SNPs fueron localizados cerca de la región del IFN- γ y MHC que fueron asociados a los QTL. Por lo tanto, basado en la pequeña contribución aditiva de estos SNPS, los autores sugirieron que haya cientos o miles de variantes genéticas que contribuyen a la resistencia a nematodos gastrointestinales en ovinos (Kemper *et al.*, 2012), y es posible que existan diferentes subgrupos de genes que confieran la resistencia/sensibilidad a través de diferentes vías.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1 LOCALIDAD DE ESTUDIO

El presente estudio se realizó en las cooperativas de San Pedro de Racco y la Unidad de producción Ayaracra de la Cooperativa Yurajhuanca, localizadas en la provincia de Daniel Alcides Carrión, Región Pasco. Cada una con una altitud aproximada entre los 4375 y 4350 msnm respectivamente y un rango de temperatura anual entre 0 y 9°C. En cuanto, a las condiciones climáticas, San Pedro de Racco se encuentra en zona de vida Páramo húmedo subandino, según la clasificación de Holdridge, ésta se caracteriza por tener un clima frío y seco, con una precipitación fluvial anual entre 700 a 900 mm.

La Unidad de Producción Ayaracra ha sido clasificado de acuerdo a Holdridge (1987) como Páramo muy húmedo subalpino tropical, de topografía variante entre suave a ligeramente ondulada, posee un paisaje de mezcla de colinas y montañas de pendiente variable, escasa pedregosidad y afloramiento rocoso. Las variables climatológicas promedio de los últimos años revelan una temperatura media anual de 13.0 °C, una media anual mínima de - 4.2°C con un promedio de 6.7°C. El promedio de precipitación total es de 1,191.9 mm con un promedio mensual de 99.3 mm. Los meses con mayor precipitación son diciembre, enero y marzo, en tanto que los meses con menor precipitación son junio y agosto. La evaporación varía entre 5.6 a 61.2 mm de la precipitación, con un promedio mensual de 34.8 mm, siendo agosto el mes con mayor evaporación y abril el mes con menor evaporación, la humedad relativa del ambiente varía de 63% en el mes de junio a 75.5% en marzo, con un promedio mensual de 70.9 % (Flores *et al.*, 2009).

3.2 POBLACIÓN DE ANIMALES

Ambas cooperativas presentaban un número aproximado de 4 mil alpacas y 7 mil ovinos de razas Huacaya y Corriedale respectivamente, divididas en majada y plantel de acuerdo a sus parámetros productivos. Siendo los segundos seleccionados para el presente estudio por poseer registros genealógicos y productivos.

Las condiciones de crianza prevalecientes, tanto para las alpacas como para los ovinos (rebaños mixtos) son similares, sobre pradera natural (pastizal). Ambas poblaciones se encuentran permanentemente sujetas a un manejo extensivo, permaneciendo todo el tiempo a campo abierto. Los empadres con respecto a estas dos comunidades son de tipo alternado, exponiéndose las hembras a los machos a la edad promedio de 2 años en las alpacas y 18 meses en los ovinos, luego de pasar por un proceso selectivo que consiste en edad y clase selectiva para las alpacas y ovinos. Las épocas de empadre correspondieron a los meses de mayo y junio para ovinos y desde la quincena de enero hasta la quincena de marzo para las alpacas; y, consecuentemente, las pariciones tienen lugar en los meses de enero y febrero para alpacas y entre octubre y noviembre para ovinos.

Los ovinos en estudio correspondieron a adultos, jóvenes y crías de las temporadas secas y lluviosas de los años 2014, 2015 y en las alpacas además de tales categorías y años, se incluyó la época lluviosa del 2016. El número muestral varió por cada mes de muestreo (Cuadro 1).

Número Muestral	DINAMICA PARASITARIA		CATEGORIZACION FENOTIPICA	
	OVINOS	ALPACAS	OVINOS	ALPACAS
SAN PEDRO DE RACCO	319	238	136	238
YURAJUANCA	215	178	174	-

Cuadro 1. Número de ovinos y alpacas muestreados en los periodos de estudio para la evaluación de la dinámica parasitaria y categorización fenotípica de resistencia.

3.3 ANÁLISIS DE VARIABLES

Se determinaron variables relacionadas al animal como raza, edad, identificación, sexo y categoría etaria; con relación a la raza, los ovinos fueron de la raza Corriedale y las alpacas a la raza Huacaya; Con relación a la identificación, sólo los animales de plantel fueron identificados con aretes auriculares. Con relación al sexo, las hembras predominaron sobre los machos. De acuerdo a la edad, se categorizó del siguiente modo:

Ovinos:

- Menos de un año de edad (Dientes de leche),
- 1- 1.5 años (2 dientes permanentes)
- 2-2.5 años (4 dientes permanentes)
- 3-3.5 años (6 dientes)

- 4-4.5 años (boca llena de dientes permanentes)

La categorización zootécnica se realizó bajo el siguiente esquema:

- Crías (0 a 4 meses),
- Borreguilla o borreguillo (4 a 6 meses)
- Borrega o borrego (6 a 18 meses)
- Oveja o carnero (Mayor a 18 meses);

En tanto que en alpacas:

- Crías (0-8 meses)
- Alpacas jóvenes de 2 dientes (2.5 – 3.5 años)
- Alpacas jóvenes de 4 dientes (3.5-4.5 años)
- Alpacas boca llena (4.5 años a más) (Oyagüe, 2010).

3.4 ANÁLISIS PARASITOLÓGICO

3.4.1 TOMA DE MUESTRA

Las heces fueron recolectadas directamente del recto y colocadas en bolsas de polietileno debidamente identificadas con un código que registrado en el formato de muestreo. Todas las muestras colectadas se almacenaron y transportaron en cajas isotérmicas de poliestireno expandido con geles refrigerantes para su conservación durante su traslado y posterior análisis en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Zootecnia de la Universidad Nacional Agraria La Molina (FZ-UNALM), el tiempo que varió entre la colección de muestras y su análisis fue entre 1 a 2 días debido al transporte.

3.4.1.1. MÉTODO MCMMASTER MODIFICADO

Las muestras fecales se analizaron mediante la técnica McMaster modificado (Ueno y gonçalves, 1998) para obtener el conteo de Huevos por Gramo de Heces (HPG) de huevos de nematodos tipo estrogílido. En el año 2014 se realizó el contaje de huevo por gramo de heces con la cámara McMaster de doble compartimiento y en el 2015 se utilizaron las cámaras de triple compartimiento(Chalex corporation®, USA).

En breve, las heces fueron homogenizadas para que los huevos en las heces estuvieran uniformemente distribuidos. Posteriormente se procedió a pesar 2 gr de la muestra, se adicionó 28 ml de solución de flotación de sal y azúcar (400 g de sal y 500 g de azúcar rubia en un litro de agua destilada), luego de su homogenización, se filtró la solución a través de

cuatro capas de gasa, transfiriéndola a un beaker de plástico. Seguidamente se agitó constantemente la solución filtrada y, se extrajo una alícuota con una pipeta Pasteur de plástico de 3ml, para introducirlo en cada una de las divisiones de la cámara Mc Master. Las cámaras reposaron por aproximadamente tres minutos. Luego se observó el contenido de la cámara McMaster en un microscopio (LEICA DM 500, Suiza) a un aumento de 100X 10X. Todos los huevos que se encontraron dentro del límite del recuadro de ambas divisiones de la cámara Mc Master fueron registrados en el formato según su código correspondiente. Para el cálculo de los huevos por gramo de heces se multiplicó por cincuenta y por ocho la suma de la cantidad de huevos encontrados en ambas divisiones de la cámara de doble y triple compartimiento respectivamente.

3.4.1.2. ANÁLISIS COPROCULTIVOS

Las muestras positivas a huevos tipo estrongílido fueron sometidos a cultivo de larvas, en pool distribuidas según adultos y crías y recuperándolas por el método de Baermann (Ueno y Gonçalves, 1998).

Para el coprocultivo los pooles fueron recolectadas en un envase, rotuladas y mezcladas en igual proporción con un cúmulo de gránulos de origen mineral denominado vermiculita expandida fina clase E (Agrofloc, Brasil) (1:1), cada envase fue cubierto con papel aluminio y perforado con un lapicero para su adecuada ventilación. Posteriormente fueron humedecidas interdiario para evitar el crecimiento de hongos durante su periodo de cultivo, el cual varió entre 10 (verano) a 14 días (invierno).

3.4.1.3. MÉTODO DE BAERMANN

Esta técnica permite coleccionar las larvas de tercer estadio de nematodos desde los coprocultivos (Ueno y Gonçalves, 1998) y con el empleo del aparato de Baermann. Se procedió a envolver los cultivos de heces con cuatro capas de gasa de forma esférica, se agregó agua tibia (aprox. 40° C) hasta cubrir la mayor parte de la gasa. El cultivo de heces permaneció en el aparato de Baermann en agua por más de 8 horas. Finalmente, se colectó las larvas en un tubo de centrifugación de 50 ml a través de la manguera de jebes del aparato de Baermann, luego se rotuló con la misma etiqueta del cultivo puesta en el embudo y se almacenó en refrigeración (4° C).

3.4.1.4. IDENTIFICACIÓN DE LARVAS

Para identificar las larvas recolectadas, se procede a descartar el sobrenadante de los tubos, dejando un sedimento de aproximadamente 2 ml, luego los tubos conteniendo las larvas en dicho sedimento, son expuestos en un recipiente con agua de grifo a 55-57 °C, por un minuto para generar el estiramiento de las larvas cuando se adicione el formol al 10% y finalmente se deja reposar por 5 minutos para ser refrigeradas. Los géneros de las larvas infectivas han sido determinados mediante el reconocimiento de sus características morfológicas y biométricas mediante el empleo de un software de medición (Leica Application Suite Versión 4.0, Suiza) (Van Wyk y Mayhew, 2013). Basándose en medidas como el total de la longitud de la larva, medición de la longitud de la cola, forma de cabeza, así como el contejo de número de células gastrointestinales (Fig. 3).

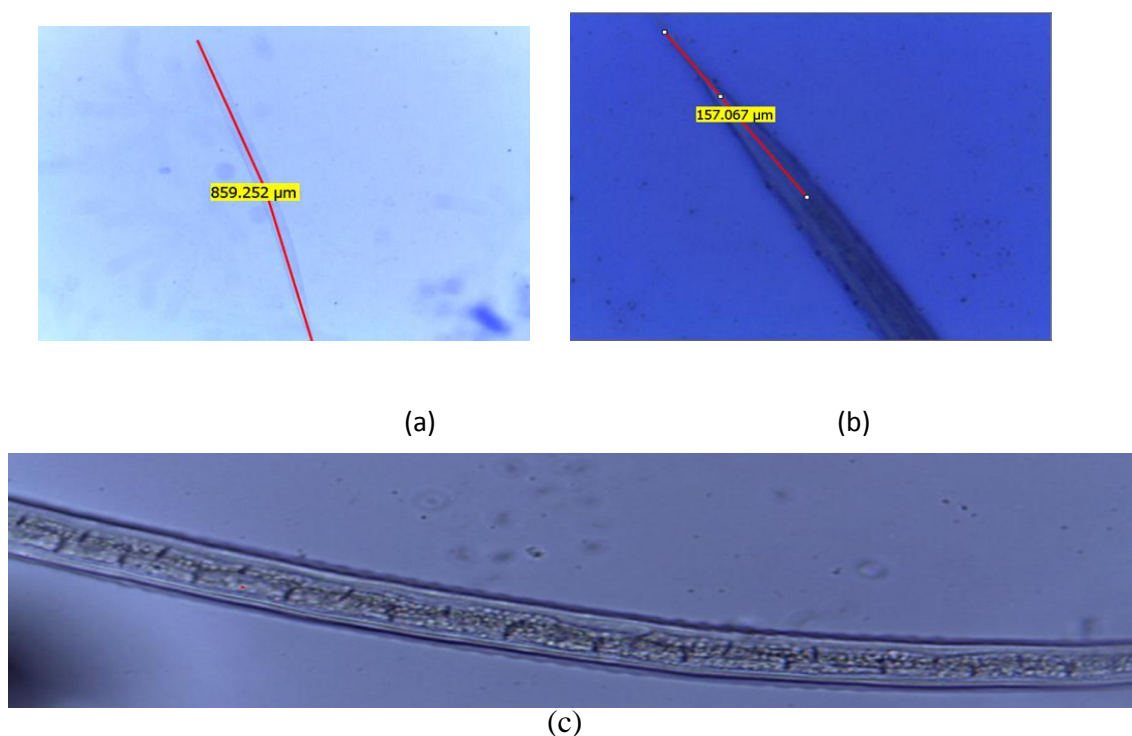


Fig. 3 Medición de larvas de tercer estadio de nematodos gastrointestinales recolectadas: (a) Longitud total de la larva, (b) Longitud de la cola de la larva, (c) Número de células gastrointestinales

3.4.2 GRADO DE PARASITISMO

Se establecieron los siguientes niveles de infección: Negativos: 0 hpg; Infección leve: 50 a 200 hpg; Infección moderada: >200 a 800 hpg; Infección Elevada: > 800 hpg (Morales *et al.*, 2010; Hansen y Perry, 1994; Ensuncho, 2014).

3.5 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

3.5.1 DINÁMICA PARASITARIA

Se calculó la prevalencia de infección parasitaria mediante la determinación del número de muestras fecales positivas. La dinámica parasitaria fue representada con gráficos mediante el programa Graphpad Prism 6 (Software Inc, USA).

3.5.2 ANÁLISIS DESCRIPTIVO

Se realizó la transformación a través del logaritmo natural del HPG con el fin de su normalización mediante el programa SAS empleando la siguiente ecuación:

$$\mathbf{LnHPG= Ln (HPG+1)}$$

Posteriormente se realizó la estandarización, en la cual generó que la media tenga valor 0 y la desviación estándar tenga el valor de 1, facilitando hallar los valores por debajo y encima de éstos para su rápida categorización. Se determinó el análisis de la estadística descriptiva de los valores HPG sin transformar, con su respectiva transformación y estandarización.

Se asumió la estratificación de categorías de acuerdo al siguiente criterio: los ovinos y alpacas susceptibles mostraron parasitismo sostenido y alto en los años o momentos en que se realizaron las evaluaciones, y los resistentes tuvieron los valores más bajos o tuvieron recuentos nulos. Los animales intermedios tuvieron el HPG normalizado a 1 unidad de la desviación estándar a ambos lados del promedio de los valores de HPG normalizados (Yazwinsky *et al.*, 2006; Vatta *et al.*, 2009) ambas variables se encuentran correlacionados fenotípicamente y genéticamente (Brown y Tier, 2003).

3.5.3 ASOCIACIÓN ENTRE CATEGORÍA ETARIA Y GRADO DE PARASITISMO

Para determinar si existe asociación entre categoría etaria (adultas, jóvenes y crías) y al grado parasitario (leve, moderado y elevado) se aplicó el test de Cochran-Mantel-Haenszel mediante el Statistical Analysis Software versión 9.4, SAS Insitute Inc.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 DINÁMICA PARASITARIA

4.1.1 PLANTEL DE OVINOS

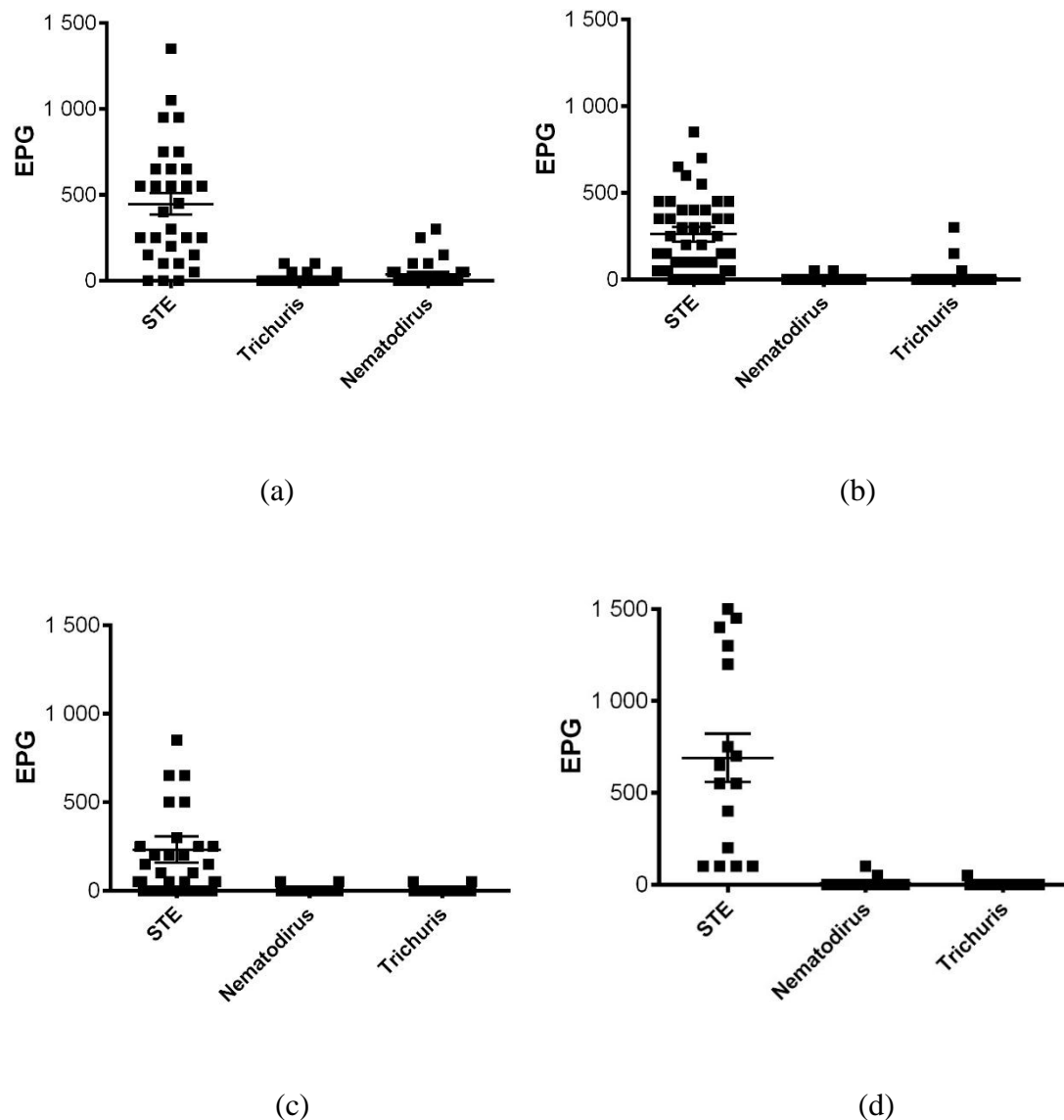
En ovinos de San Pedro de Racco, la prevalencia general HTS en ambos años de estudio fue 65.20 % (208/319), y en Yurajhuanca se obtuvo una prevalencia general de 35.35 % (76/215) en un año de estudio.

4.1.1.1 COOPERATIVA COMUNAL DE SAN PEDRO DE RACCO

En el 2014, en época de lluvias (febrero) se hallaron cargas HTS leves a moderadas en adultos y crías, obteniéndose un promedio de 525 hpg y en los adultos de 480 hpg, (Fig. 4a). En época seca (agosto), la crías posdestete tuvieron un promedio de 1322 hpg. Cabe resaltar que en tal categoría se alcanzó niveles de hasta 2850 hpg. En los adultos no se presentaron cargas de tal magnitud, sólo una oveja tuvo un recuento moderado de 500 hpg (Fig. 4b).

En octubre se observaron cargas leves, moderadas y altas, predominando las cargas leves, cuyo promedio fue 445 hpg para crías. Con relación a los animales adultos se hallaron cargas leves y moderadas predominando las cargas leves, para este grupo se obtuvo un promedio de 207 hpg (Fig. 4c). En noviembre, En esta ocasión las crías, borregas y adultas tuvieron cargas moderadas y elevadas.

La observación microscópica de otros huevos parasitarios de nematodos correspondieron a *Nematodirus* sp., y *Trichuris* sp., los cuales en los periodos de estudio fueron predominantes en crías. Siendo *Trichuris* sp. hallado con mayor frecuencia en las crías llegando a alcanzar cargas elevadas de hasta 1650 hpg (Fig. 4d).

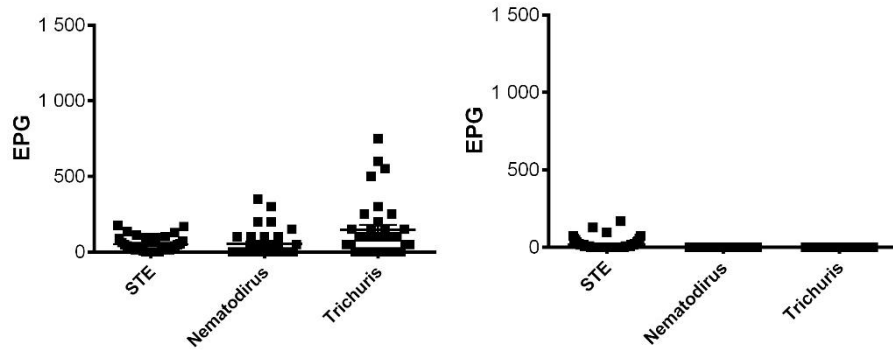


STE: Huevo tipo strongílido

EPG: Huevos por gramo

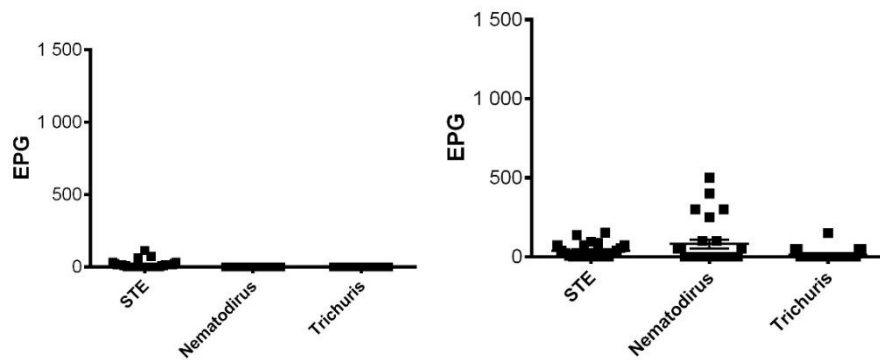
Figura 4. Dinámica parasitaria en ovinos de plantel de la cooperativa de San Pedro de Racco del año 2014: (a) Febrero (b) Agosto (c) Octubre (d) Noviembre

En los muestreos del 2015, las cargas de HTS se caracterizaron por ser leves tanto en adultos como en crías en todos los muestreos, los cuales no llegaron pasar de un promedio de 50 hpg (Fig. 5 a-e). En el primer y penúltimo muestreo (abril y octubre) (Fig. 5 a, d) realizados en los meses de se observa un mayor contaje de parásitos como *Trichuris* sp. y *Nematodirus* sp mayormente en crías. Cabe resaltar que una gran proporción de adultas gestantes no fueron incluidas por decisión de la cooperativa comunal.



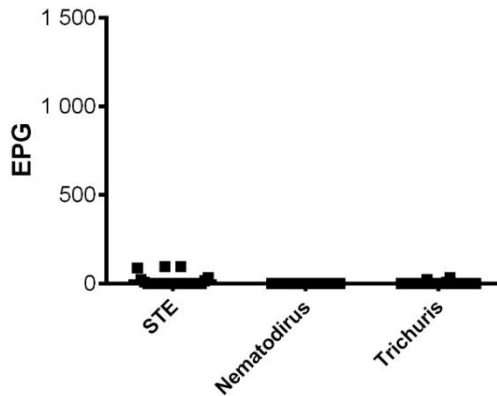
(a)

(b)



(c)

(d)



(e)

STE: Strongilido Type Egg (Huevo tipo strongilido)

EPG: Eggs per gram (Huevos por gramo)

Figura 5. Dinámica parasitaria en ovinos de plantel de la cooperativa de San Pedro de Racco del año 2015: (a) Abril (b) Julio (c) Setiembre (d) Octubre (e) Noviembre.

Debido al manejo sanitario calendarizado, se decidió tomar muestras antes o después de los tratamientos antihelmínticos, es así que en el 2014, se observa que en el mes de febrero existe predominancia de cargas moderadas (antes de la primera dosificación en marzo) en tanto que, en agosto (antes de la dosificación en setiembre), se hallaron moderados a altos niveles de hpg tanto en crías como en adultos. En los muestreos de octubre y noviembre (a un mes de la dosificación llevada a cabo en setiembre) se observa cargas parasitarias moderadas a elevadas, lo cual coincide con la temporada posparto y lactación de las hembras reproductoras dentro del muestreo, en el cual existen altos recuentos de hpg en madres posparto tal como lo reporta Goldberg *et al.* (2012) quienes hallaron que, la mayor tasa de eliminación de huevos de tricostrongídeos en las heces se produce entre las 2 y 4 semanas semana posparto, en tanto que en Brasil hallaron que, la mayor elevación en la excreción de huevos ocurrió entre la 5 y 8 semana posparto, autores como Nari *et al.* (1977) indican que la máxima eliminación posparto se lleva a cabo a las 6 a 8 semanas, con lo cual confirmaría que los animales posdestete y las hembras posparto y lactación son las categorías con mayor frecuencia afectadas, ya que en situaciones de estrés se genera una ruptura de la inmunidad y por consecuente las larvas arrestadas por hipobiosis reinician su desarrollo, siendo las borregas las que contaminan los pastos en un 75% de las pasturas, en tanto que las crías posdestete contaminan en un 25% de las pasturas (Leguía y Casas, 1999); en tanto que los animales adultos (mayor de 14 meses) presentan poca variación en el contaje fecal (Eady, 2009).

El cultivo de larvas, realizado entre los meses febrero (época de lluvias) y octubre (época seca), permitió identificar diferentes especies parasitarias midiendo sus larvas de tercer estadio (L₃); evidenciándose en adultos predominancia de *Oesophagostomum* sp. 41%, *Trichostrongylus* sp. 25%, *Chabertia ovina* 13%, *Ostertagia* sp. 12 % y *Teladorsagia circumcincta* 9 %. En octubre la medición de parásitos en corderos arrojó *Chabertia ovina* 48 %, *Trichostrongylus columbiformis* 24%, *Oesophagostomum columbianum* 24% y *Teladorsagia* sp. 4 %. Los porcentajes de L₃ infectivas mantienen las mismas especies en ambas temporadas, sin embargo se observa una disminución del porcentaje de *Oesophagostomum columbianum* y un aumento de *Chabertia ovina* a fines de la época seca, sin embargo no se reporta una estacionalidad marcada de ambas especies que genere esta variación.

Las especies encontradas no representan hallazgos que guarden total concordancia con estudios previamente realizados en países extranjeros, que colocan a *Haemonchus contortus* como parásito predominante; es así que Mandonnet *et al.* (2001) refieren el hallazgo de este parásito en los primeros dos años de estudio, y reportan como predominante, en su tercer año de estudio, a *Trichostrongylus columbiformis* y con menor frecuencia a *Oesophagostomum columbianum*. Además Wanyangu *et al.* (1997) reportan a *Haemonchus contortus* como predominante en África, evaluando la resistencia a éste de la raza caprina Red Massai, obteniendo buenos resultados atribuibles a una eosinofilia periférica mejorada.

En Uruguay, a diferencia de nuestro estudio también hallaron a *Haemonchus contortus* como especie predominante en ovinos (Goldberg *et al.*, 2012); así mismo, Castells (2009) y Nari *et al.* (1977) reportan a este parásito y a *Trichostrongylus* spp. como predominantes. En Nigeria, Idika *et al.* (2012) reportan predominancia de *Haemonchus contortus* sobre especies como *Trichostrongylus* spp. *Oesophagostomum* spp y *Strongyloides* spp.. En Polonia, en un estudio realizado durante tres años, también hallaron *Teladorsagia circumcincta* y al *Haemonchus contortus* como especies mayoritarias; otros parásitos encontrados fueron *Cooperia curticei*, *Trichostrongylus vitrinus*, *Trichostrongylus colubriformis* y *Nematodirus fillicolis*, hallazgos que coincidieron parcialmente con lo encontrado en el presente estudio ; así mismo, en Oceanía, Nueva Zelanda y Australia se reporta a *Haemonchus contortus* como principal causante de la nematodiasis. A diferencia de nuestro estudio, gran parte del mundo señala al nematodo hematófago *Haemonchus contortus* como el principal problema en la nematodiasis; sin embargo, nuestro estudio no halló, ni siquiera en porcentajes mínimos, a este parásito. Aparentemente, el clima frío, la gran altitud y la poca humedad, de la sierra central del Perú, que a diferencia del ambiente tropical y subtropical cálido, propicio para *Haemonchus contortus* genera que éste nunca se encuentre presente en la zona donde se ha realizado el estudio.

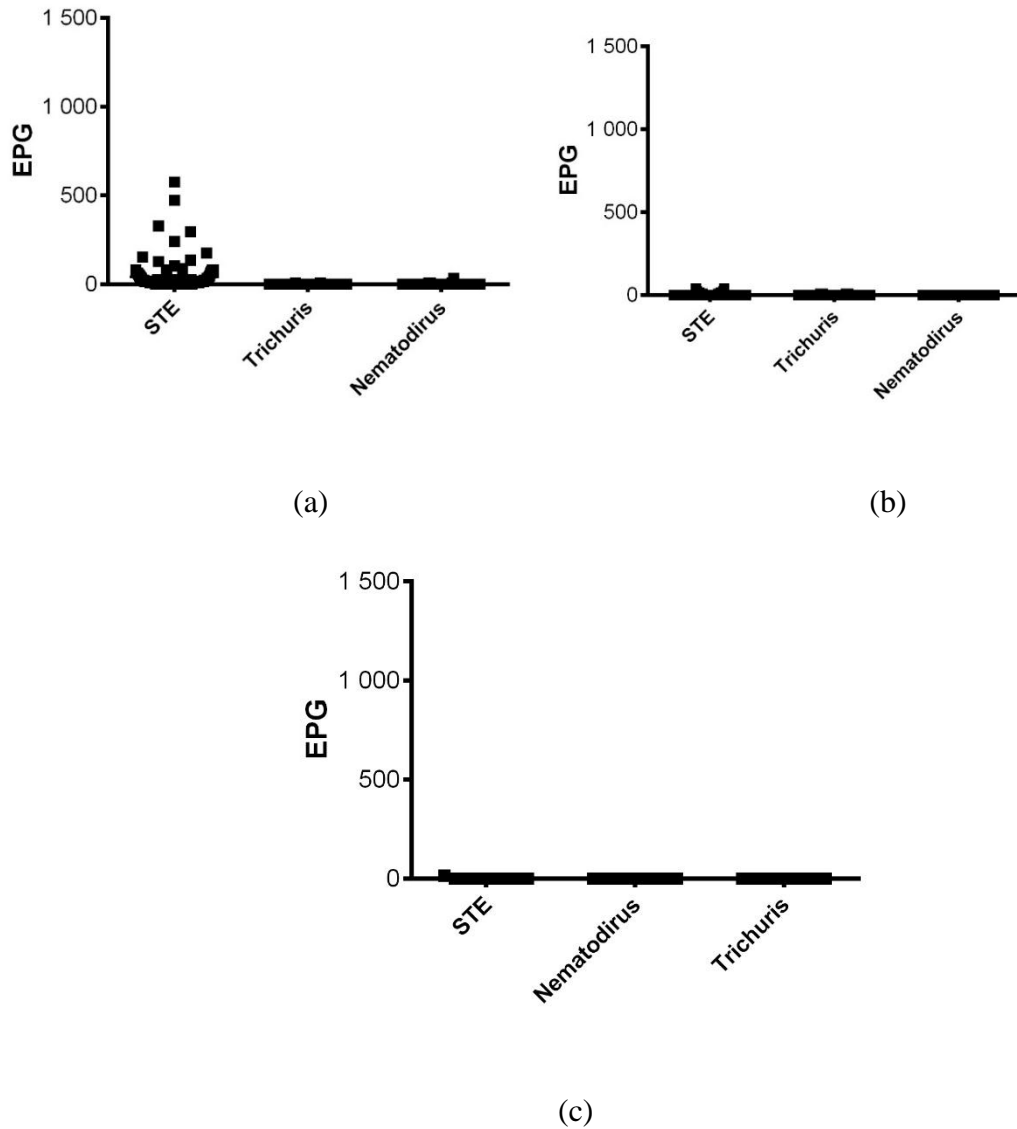
Cabe indicar que durante el año 2015 hubieron 4 desparasitaciones, en abril se dosificó a todo el plantel con un tenicida (praziquantel) y 15 días después se realizó el muestreo, en mayo se realizó la primera dosificación con albendazol y se prosiguió con el muestreo después de un mes (julio), la segunda dosificación con albendazol ocurrió en setiembre, 15 días antes del muestreo. En octubre se realizó una dosificación con ivermectina y albendazol luego de realizar el muestreo, y finalmente en noviembre, 10 días después se concluyó con un último muestreo. Si bien fue complicado controlar el calendario sanitario de la

cooperativa e interferir con su programa de dosificación, se procuró ajustar los muestreos entre los 10-15 días a 1 mes de la dosificación durante el año 2015, sin embargo, los muestreos estaban sujetos no sólo a las dosificaciones sino a la disponibilidad de los administradores y trabajadores de la cooperativa y se tenía que muestrear de igual modo dentro del periodo establecido luego del destete de las crías. Sin embargo, estos 15 o a 30 días de diferencia, se detectaron cargas leves en todas las categorías, lo cual se asume que por decisión de la cooperativa, de dosificar en periodos que se iba a realizar el muestreo y en no permitir el muestreo de todas las hembras preñadas no se halló magnitud en las cargas parasitarias ni tampoco la pequeña cantidad de animales que excretan grandes contajes de huevos fecales como lo es reportado en la mayoría de estudios y que se evidenció en el año 2014.

Con relación a la distribución de la carga fecal de huevos HTS, al igual que en estudios realizados en distintas explotaciones ovinas, en la evaluación del año 2014, se halló una alta proporción de ovinos con leve a moderado contaje parasitario, y una baja proporción de ellos con una cuenta muy elevada; siendo los primeros mayormente hembras posparto y lactación y los segundos principalmente crías que atribuible a su fase, particularmente en el período de estrés posdestete, y subsecuente rápido crecimiento, los predispone a la nematodiasis; más aún, por su inmadurez inmunitaria y efectiva contra los nematodos gastrointestinales. En el presente año, los resultados mostrados concuerdan con los estudios realizados en Colombia (Ensuncho *et al.*, 2014) y en Venezuela (Quiroz, 2002).

4.1.1.2 COOPERATIVA COMUNAL YURAJHUANCA

En el año 2015, se realizaron 3 muestreos que estuvieron dentro de los 6 meses posdestete de las crías (abril, julio y setiembre), sin embargo por problemas de manejo no se pudo realizar un seguimiento de las crías posdestete. Los animales positivos a la helmintiasis fueron disminuyendo en cada periodo. Así pues en abril, se halló un 57 % (57/100), en julio 16.98% (18/100) y finalmente, en setiembre de 9 muestras, sólo un animal tuvo carga leve. Para estos muestreos se realizó el análisis coprológico de McMaster Modificado mediante las cámaras de triple compartimiento McMaster counting slide (Chalex corporation®).



STE: Strongilido Type Egg (Huevo tipo strongilido)

EPG: Eggs per gram (Huevos por gramo)

Figura 6. Dinámica parasitaria en ovinos de plantel de la cooperativa de Yurajhuanca del año 2015: (a) Abril (b) Julio (c) Setiembre

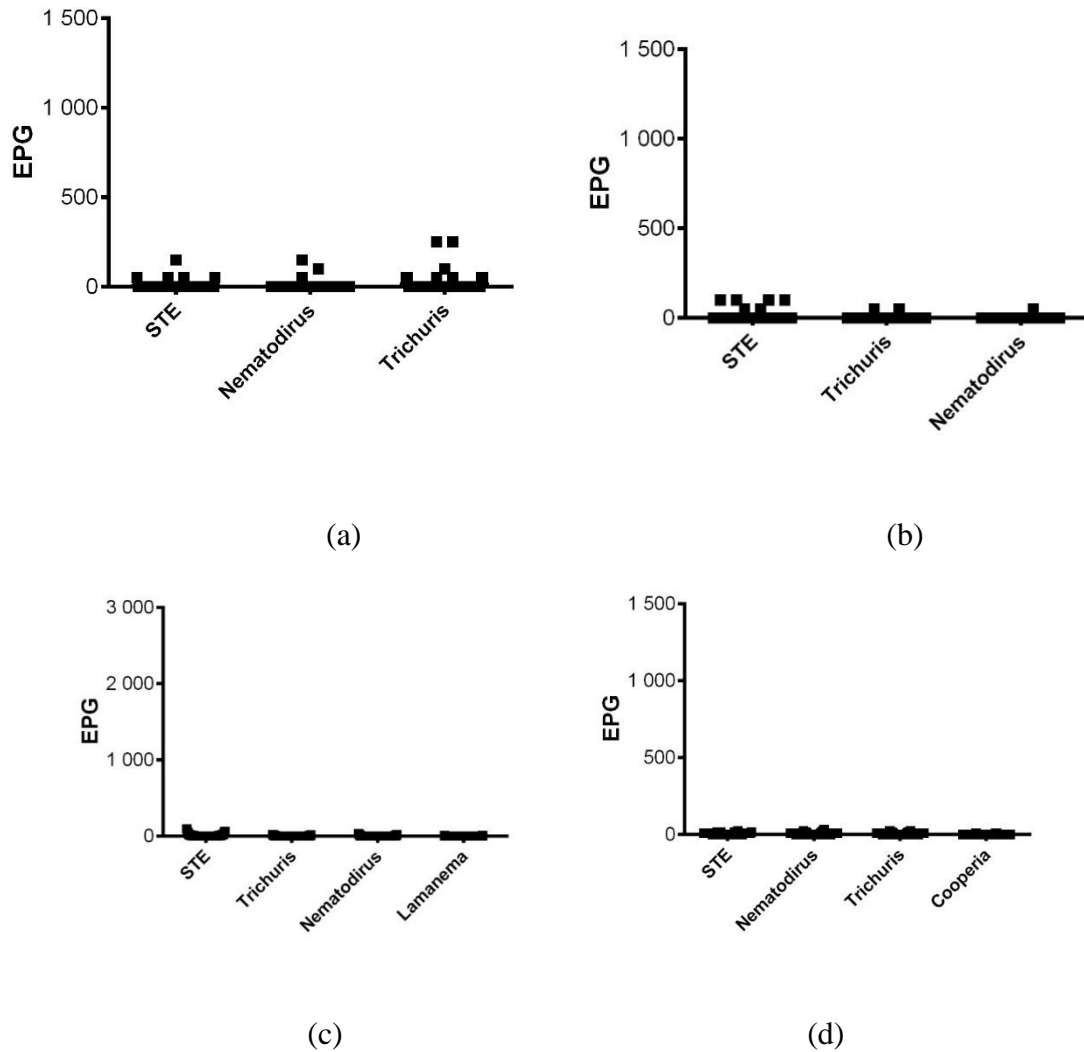
En abril, todos los animales muestreados fueron adultos, obteniéndose una prevalencia moderada de 57% (57/100) con un promedio de 71 hpg. En el mes de julio, se muestrearon a 57 adultas y 49 crías, de las cuales sólo 18 animales fueron positivos, en las adultas, 9/57 tuvieron cargas leves con un promedio de 14.22 hpg, y las crías 9/49 del mismo modo obtuvieron cargas leves con un promedio de 17.77 hpg, y no se hallaron otros parásitos de huevos diferentes al HTS.

Cabe considerar que el programa de desparasitación en esta cooperativa fue de 3 veces al año, en los meses de abril con Triclabendazol, agosto (albendazol) y diciembre (rafoxanide + albendazol) ya que las principales parasitosis registradas son la nematodiasis neumogastroentérica y distomatosis hepática. Debido a esto se realizó los muestreos antes del primer tratamiento antihelmíntico en abril, luego de dos meses del segundo tratamiento (setiembre) y antes del último tratamiento (octubre y noviembre). Durante estos meses las condiciones climáticas fueron mas adversas para los parásitos por tratarse de época seca, las cargas halladas fueron predominantemente leves a moderadas, sin embargo estos niveles no son indicativos de que el animal padezca efectos leves ya que se debe tener en cuenta que la patogenicidad difiere entre parásitos, generando disminución en los parámetros productivos de los animales o incluso la muerte de los animales más jóvenes como los corderos.

Se realizó un cultivo de larvas en el primer muestreo obteniéndose una predominancia de *Chabertia ovina* (72.5%), *Trichostrongylus colubriformis* (20 %) y *Teladorsagia circumcincta* (7.5 %), los cuales también fueron registrados en la cooperativa comunal de San Pedro de Racco en similares proporciones.

4.1.2 PLANTEL DE ALPACAS

En alpacas de San Pedro de Racco se pudo determinar una prevalencia total de parasitismo gastrointestinal a nematodos de 21.43 % (51/238) y en Yurajhuanca se obtuvo una gran cantidad de muestras con cargas nulas, obteniéndose una prevalencia general de 3.93% (7/178) en los cinco periodos de muestreo de los años 2014, 2015 y 2016 (Fig. 7 a-d), los cuales son hallazgos bajos comparado a lo hallado de otras zonas de la sierra del Perú, como 68.4 % en Cuzco y varios distritos de Puno (entre 33,8% y 85%), derivados de diferentes estudios (Melo, 1997; Wolf, 2010; CEDER, 2009 y Contreras *et al.*, 2014).



STE: Strongilído Type Egg (Huevo tipo strongilído)

EPG: Eggs per gram (Huevos por gramo)

Figura 7. Dinámica parasitaria en alpacas de plantel de la cooperativa de San Pedro de Racco: (a) Agosto, 2014 (b) Enero, 2015 (c) Octubre, 2015 (d) Enero, 2016.

4.1.2.1 COOPERATIVA COMUNAL DE SAN PEDRO DE RACCO

En la época seca de 2014 (agosto) se hallaron cargas parasitarias leves al analizarse un total de 67 alpacas. En adultos y crías se hallaron cargas promedio de 50 hpg. En animales jóvenes además se hallaron los géneros *Nematodirus* sp. y *Trichuris* sp., hallándose el segundo con cargas de hasta 250 hpg. Para este muestreo se realizó un coprocultivo de las alpacas adultas hallándose las especies *Trichostrongylus colubriformis* (66 %), *Teladorsagia circumcincta* (32%) y *Oesophagostomum columbianum* (2%).

En la época de lluvias (enero), en general, se hallaron cargas de hpg con niveles nulos a leves y los géneros de *Nematodirus* sp y *Trichuris* sp. no tuvieron cargas mayores de 50 hpg. En la época seca del mismo año (octubre), se halló predominancia de cargas nulas tanto en adultos y crías, los pocos animales que tienen recuentos leves no tuvieron cargas mayores de 150 hpg.

En el año 2016, se realizó un seguimiento de las crías posdestete tanto en los meses de enero (época de lluvias) y abril (época seca). En el primer muestreo, las crías fueron positivas con cargas leves cuyo promedio fue 11.48 hpg. Así mismo, se hallaron géneros como *Nematodirus* sp. con cargas desde 8 hasta 32 hpg. y *Trichuris* sp. con cargas que varía desde 8 hasta 24 hpg.

En abril, los animales adultos presentaron cargas leves, obteniendo un promedio de 18.78 hpg. Otros géneros hallados fueron *Nematodirus* sp.(cargas desde 8 a 32 hpg), *Trichuris* sp. (cargas desde 8 a 24 hpg) y *Lamanema* sp. (cargas de 8 hpg).

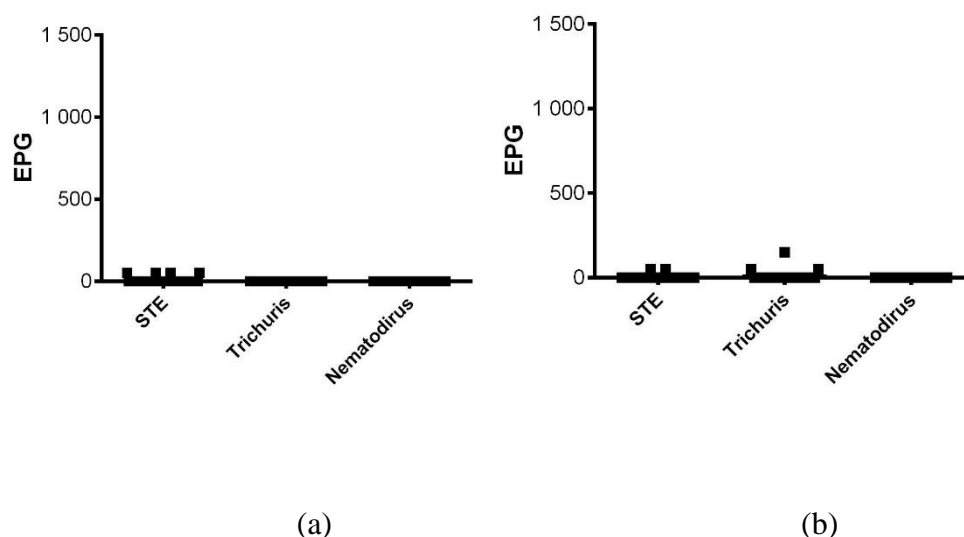
Las cargas se mantuvieron en niveles leves en los animales, cabe indicar que para los muestreos no todas las hembras preñadas fueron agregadas ya que la cooperativa decidió que por consideración del estrés generado por la sujeción y del muestreo, no formaron parte del muestreo, ya que al principio del presente estudio se tuvo como objetivo la toma de muestra sanguínea a los animales para evaluar resiliencia. Esto generó que las cargas fecales no tuvieran ni tendencias mínimas en el cual se cuenten con una pequeña proporción de animales con niveles elevados de hpg.

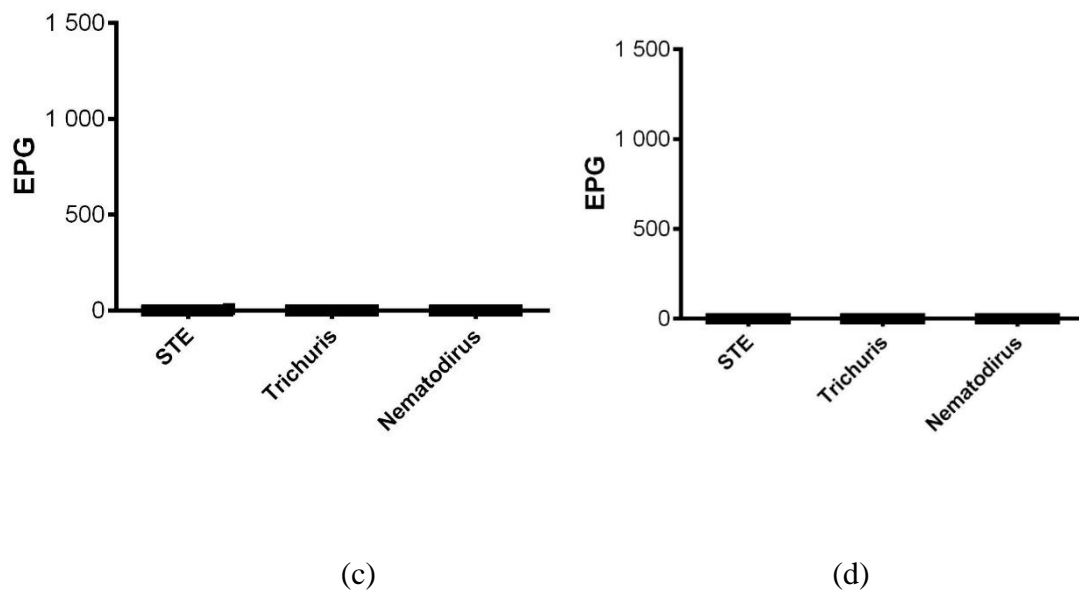
A diferencia de varios reportes a nivel mundial, donde la resistencia antihelmíntica y la problemática de la nematodiasis en alpacas es un problema emergente, en el presente estudio se puede inferir que los niveles de carga parasitaria en alpacas de nuestra sierra central son predominantemente leves, por lo cual podría atribuirse a una adaptación y/o resistencia evolutiva de las alpacas ante un ambiente hostil altitudinal de las praderas altoandinas, con lo cual a diferencia de alpacas introducidas en otros países mantienen la susceptibilidad a enfermedades parasitarias e infecciosas, sin embargo, las alpacas coinciden en la fauna parasitaria de los estudios a nivel nacional, así pues Contreras *et al.* (2014) reportan el hallazgo de *Nematodirus* sp., *Trichuris* sp., *Capillaria* sp., *Lamanema* sp. y nematodos de huevo tipo estranglido; en tanto que Pérez *et al.* (2014) presentaron similares resultados

hallando los géneros *Nematodirus* sp., *Cooperia* sp., *Ostertagia* sp., *Trichostrongylus* sp., *Oesophagostomum* sp., *Lamanema* sp. y *Bunostomum* sp. en su estudio. A diferencia de los datos publicados internacionalmente, se reportan a parásitos como *H. contortus* en un 80 a 100% y a *T. colubriformis* principalmente en su estudio, en el cual hallaron resistencia en nematodos de alpacas a Ivermectina y al febendazol, en tanto que a Moxidectina en nematodos de llamas en Estados Unidos. Además en Bélgica, Sarre *et al.* (2012) y en Australia, Jabbar *et al.* (2013) hallaron igualmente parásitos como *Haemonchus contortus* principalmente, *Cooperia oncophora*, *Trichostrongylus* sp., *Nematodirus* sp. y *Teladorsagia* sp., los cuales los dos últimos fueron hallados el coprocultivo realizado en el presente estudio. La diferencia de especies es principalmente por diferencias geográficas, al igual que en ovinos, *Haemonchus contortus* es el nematodo de mayor perjuicio a nivel mundial y que predomina en climas tropicales y subtropicales en tanto que las otras especies de nematodos como *Trichostrongylus* sp., *Nematodirus* sp. entre otros pueden convivir en climas fríos.

4.1.2.2 COOPERATIVA COMUNAL YURAJHUANCA

En Yurajhuanca se obtuvieron una gran cantidad de muestras con cargas nulas, obteniéndose una prevalencia general de 3.93% (7/178) en los cinco periodos de muestreo.





STE: Strongilido Type Egg (Huevo tipo strongilido)

EPG: Eggs per gram (Huevos por gramo)

Figura 8. Dinámica parasitaria en alpacas de plantel de la cooperativa de Yurajhuanca: (a) Agosto, 2014 (b) Enero, 2015 (c) Marzo, 2015 (d) Enero, 2016

En agosto del 2014 (época seca), tanto adultos como crías obtuvieron cargas leves de 50 hpg para HTS y otros nematodos como *Nematodirus* sp. y *Trichuris* sp. respectivamente.

En el año 2015, se realizaron dos muestreos: enero del 2015 y del 2016 (época de lluvias) muy pocos tuvieron cargas leves de 50 hpg. En tanto que en marzo del 2015 (época de lluvias) todos manifestaron cargas negativas y en el 2016 sólo se obtuvo un animal con carga positiva de 50 hpg.

Sumado a la resistencia adaptativa presumible en las alpacas anteriormente descritas, las condiciones climáticas en Yurajhuanca tienden a ser muy marcadas, caracterizándose por alta cantidad de precipitaciones y granizo lo que genera que el clima sea adverso y por lo tanto se genere un estado de quiescencia de las larvas L4, los cuales pueden permanecer meses sin desarrollarse dentro de la mucosa del estomago e intestino, sin embargo en los primeros muestreos cabe indicar que se registró cargas moderadas de *Nematodirus* sp. y *Trichuris* sp., de estos parásitos, el primero presenta desarrollo de la L₁, L₂ y L₃ dentro del

huevo y en el segundo las larvas infectivas se desarrollan dentro de los huevos constituyendo los huevos larvados las formas infectantes (Leguía y Casas, 1999).

4.2 ESTADISTICA DESCRIPTIVA

Para ovinos de San Pedro de Racco del año 2014, se observó que la distribución del recuento de HPG es asimétrica hacia la izquierda; lado en el cual existe gran cantidad de animales con altos recuentos de HPG; en tanto que, hacia la derecha, está compuesta por poca cantidad de animales, con valores de HPG muy elevados, similar a los reportado por otros autores (Stear *et al.*, 2007). En los muestreos posteriores no presentaron este tipo de patrón tanto para ambas especies como localidades.

Así mismo, se realizó la estadística descriptiva a nivel anual de las colectas realizadas, tanto la variable HPG y LOG HPG fueron estandarizados ya que estos valores presentan mejor ajuste a la distribución de los criterios de selección y agilizó la identificación de la categorización de los animales.

4.3 CATEGORIZACIÓN FENOTÍPICA

4.3.1 PLANTEL DE OVINOS

La categorización fenotípica en ovinos de plantel de San Pedro de Racco, se realizó en 136 animales estratificados en dos periodos de evaluación, los animales intermedios y susceptibles se hallaron presentes predominando los intermedios en tanto que, se halló incipiente la presencia de animales resistentes en el periodo de evaluación en todas las categorías etarias y para todos los años obteniéndose: Intermedios 69.12 % (94/136), Susceptibles 26.47 % (36/136) y Resistentes 4.41% (6/136) (Cuadro 2).

Cuadro 2. Categorización de ovinos adultos y crías en los años 2014 y 2015 de ovinos de la cooperativa San Pedro de Racco.

CATEGORIA	2014		2015		Total
	Adultos	Crías	Adultos	Crías	
INTERMEDIOS	42	6	34	12	94
RESISTENTES	4	1	0	1	6
SUSCEPTIBLES	14	2	12	8	36
TOTAL	60	9	46	21	136

La categorización en ovinos de plantel de Yurajhuanca, se realizó en 174 animales, los animales intermedios y susceptibles se hallaron presentes predominando los intermedios en tanto que, se halló nula la presencia de animales resistentes en el periodo de evaluación, obteniéndose: Intermedios 63.79 % (111/174), Susceptibles 23.56 % (41/174) y Resistentes 12.64 % (22/174) (Cuadro 3).

Cuadro 3. Categorización de ovinos adultos y crías en el año 2015 de ovinos de la cooperativa Yurajhuanca (YRJ).

Ovinos YRJ	2015		Total
CATEGORIA	Adultos	Crías	
INTERMEDIOS	82	29	111
RESISTENTES	22	0	22
SUSCEPTIBLES	33	8	41
TOTAL	137	37	174

En relación a los resultados presentados, se puede inferir que en ambas cooperativas en los periodos de estudio evaluados, la gran proporción de animales son intermedios, y la categoría siguiente son los animales susceptibles, sin embargo, existe una pequeña proporción de animales resistentes hallados. A diferencia de las alpacas que son animales nativos de nuestra sierra central, los ovinos son animales adaptados a las praderas altoandinas, por lo que un

estrés de infección parasitaria puede incluso tener niveles complejos de morbilidad y mortalidad, por lo que esta especie ha necesitado forzosamente desarrollar mecanismos de resistencia genética a nematodos gastrointestinales, que si bien no es a nivel de toda la población de plantel muestreada, hay inferencias que se derivan de este estudio que existe una pequeña proporción de animales resistentes, de los cuales podría establecerse una población genéticamente mejorada. Sin embargo, es necesario hallar parámetros genéticos que involucren un mayor número de animales y de varias generaciones con lo cual podría apoyar el sustento de la factibilidad de realizar un plan de mejoramiento genético a largo plazo.

4.3.2 PLANTEL DE ALPACAS

La categorización fenotípica se realizó en 238 animales estratificados en tres periodos de evaluación, los animales intermedios y susceptibles se hallaron presentes predominando los intermedios en tanto que, se halló nula la presencia de animales resistentes en el periodo de evaluación en todas las categorías etarias y para todos los años del siguiente modo: Intermedios 86.55 % (206/238), Susceptibles 13.45% (32/238) y Resistentes 0% (0/238).

Cuadro 4. Categorización de alpacas de la cooperativa comunal de San Pedro de Racco (SPR).

Alpacas SPR				
CATEGORIA	2014	2015	2016	Total
INTERMEDIOS	62	69	75	206
RESISTENTES	0	0	0	0
SUSCEPTIBLES	5	8	19	32
TOTAL	67	77	94	238

Estos resultados son similares a los hallados en ovinos, los cuales también manifestaron una predominancia de intermedios seguidos de susceptibles, al observar las cargas fecales se podría inferir que las cargas son lo suficientemente bajas como para indicar que se tratan de animales resistentes sin embargo, al normalizar la variable hpg se puede evidenciar que los animales que predominan son los intermedios es decir que se encuentran en un intervalo

entre un mecanismo de excelente y pobre respuesta al parasitismo. Sin embargo, a diferencia de los ovinos, no existe ni si quiera una pequeña proporción de animales resistentes.

Estas similitudes en proporciones de categorías en ambas cooperativas y, la respuesta en la dinámica parasitaria en ambas cooperativas revela que las condiciones ambientales han limitado el desarrollo eficiente de la mayoría de parásitos ante un entorno adverso y al ser la alpaca, un animal nativo a las condiciones climáticas hostiles en las praderas altoandinas, podrían no haber necesitado establecer evolutivamente complejos mecanismos de resistencia ante un desafío parasitario y que basta con una respuesta intermedia para establecer un tipo de equilibrio con el entorno parasitario, ya que a diferencia de los hospederos, los parásitos de HTS son susceptibles al entorno medioambiental. Sin embargo, cabe considerar que tales aseveraciones que se plantean podrían ser confirmadas si otros estudios posteriores incluyen un mayor número de hembras reproductoras preñadas y lactación así como crías posdestete de manera representativa para esclarecer tal escenario propuesto.

Existen trabajos limitados sobre alternativas de control en alpacas a la parasitosis, sin embargo hay estudios recientes en camélidos sudamericanos que tratan sobre test de eficacia antihelmíntica, asociación de niveles de anticuerpos para la selección de animales resistentes, así como la correlación entre bajos niveles de contaje fecal de huevos en llamas al pastoreo y altos niveles de taninos en pasturas, si bien estudios similares al nuestro no se han realizado en esta especie cabe indicar que es necesario establecer estudios que involucren a los mecanismos inmunológicos de esta especie así como completar los estudios del genoma que se están llevando a cabo actualmente.

4.4 ASOCIACIÓN ENTRE CATEGORÍA ETARIA Y GRADO DE PARASITISMO

Al utilizar la prueba de Cochran–Mantel–Haenszel (CMH) para analizar la asociación entre categoría y grado parasitario sólo se halló asociación estadísticamente significativa ($p < 0.01$) tanto a nivel general como control mensual para ovinos de San Pedro de Racco 2014 (Cuadro 4), pero no se halló ningún tipo de asociación en para ovinos del 2015, ni para ovinos de Yurajhuanca, ni en alpacas de San Pedro de Racco en los periodos de evaluación.

Cuadro 5. Asociación entre categoría etaria y grado de parasitismo en ovinos de la cooperativa San Pedro de Racco. Año 2014.

Cochran-Mantel-Haenszel						
Estadísticos de sumarización						
Categoría por grado				Control mensual 2014		
Estadístico	GL	Valor	Prob	GL	Valor	Prob
Correlación nonzero	1	0.0014	0.9700	1	0.0010	0.9748
Diferencia de puntuaciones de la media de la fila	2	157.640	0.4547	2	46.808	0.0963
Asociación general	4	110.640	0.0259	4	15.162	0.0044

Cabe indicar que los resultados de asociación hallados en un grupo animal coincide con los mismos que cumplieron con la distribución de cargas de hpg en una muestra acorde a la literatura, es decir una gran proporción de animales con cargas bajas y sólo pocos con una carga elevada (ovinos de San Pedro de Racco). Esto está acorde que tanto animales jóvenes con un sistema inmunológico en maduración y en adultos en procesos de estrés como gestación y lactación se produce una ruptura de la inmunidad siendo estas etapas las que se encuentran relacionadas con un mayor grado de parasitismo (Leguía y Casas, 1999).

Debido a que los animales gestantes no entraron en el muestreo en ovinos del 2015 en ambas localidades y por la pequeña cantidad de animales jóvenes y crías alpacas que entraron a los muestreos del 2014 y 2015 de ambas localidades, se puede inferir que no se halló asociaciones entre categorías y grado de parasitismo, siendo bastante conocido que las alpacas jóvenes presentan mayor predisposición a la parasitosis, así pues Pérez *et al.* (2014) y Contreras *et al.* (2014) hallaron que animales de 5 meses a 1 año de edad frecuentemente eran susceptibles pero sus cargas se mantenían en un nivel leve. En tanto que en Bélgica, Sarre *et al.* (2012) hallaron en su estudio que las alpacas de 2 años podían albergar cargas mayores de 1000 hpg. Del mismo modo, Leguía y Casas (1999) reportan que existe un mayor riesgo de infección de nematodiasis en alpacas jóvenes debido a que el efecto al destete muchas veces coincide con la época seca, periodo en el cual al haber una deficiente cantidad y calidad de pastos se genera un estrés nutricional y una deficiente respuesta inmunológica, así mismo, otros factores como la convivencia de adultos y crías en esta cooperativa en

periodos como la lactación y empadre genera que exista alto grado de contaminación de huevos y larvas infectivas en las pasturas.

Sin embargo, en nuestro estudio no se concluyó que las alpacas de menor edad sean las que estén mayormente infectadas, debido a que el numero muestral de animales jóvenes y crías no fue representativo. No se observó cargas moderadas ni altas en las diferentes categorías de animales, lo que coincide con otros estudios realizados en Cuzco (Pérez *et al.*, 2014), Puno (Contreras *et al.*, 2014) y Pasco (Masson *et al.*, 2016), sin embargo, la predominancia de cargas leves no es indicativo que haya lesiones leves en los animales hospederos pudiéndose generar perjuicios a nivel productivo y de morbilidad, debiéndose considerar que un recuento de huevos va estar ligado principalmente de la patogenicidad de la especie parasitaria, de modo que un número reducido de huevos no es indicativo de efectos leves en el hospedero, ya que algunos parásitos como *Ostertagia* sp., *Oesophagostomum* sp. y *Bunostomum* sp. se expresan en estado de hipobiosis durante su estado inmaduro (Cadral, 1998).

V. CONCLUSIONES

- La prevalencia general de parasitismo gastrointestinal por nematodos en ovinos fue 65.20 % (208/319) y 35.35 % (76/215), en tanto que, en alpacas se obtuvo 21.43 % (51/238) y de 3.93% (7/178) en las cooperativas comunales de San Pedro de Racco y Yurajhuanca respectivamente.
- La categorización fenotípica en ovinos de plantel de San Pedro de Racco, se realizó en 136 animales estratificados obteniéndose: Intermedios 69.12 % (94/136), Susceptibles 26.47 % (36/136) y Resistentes 4.41% (6/136). La categorización en los 174 ovinos de plantel de Yurajhuanca, se obtuvo: Intermedios 63.79 % (111/174), Susceptibles 23.56 % (41/174) y Resistentes 12.64 % (22/174). En 238 alpacas de plantel de San Pedro de Racco estratificados en 3 periodos de evaluación, se obtuvieron: Intermedios 86.55 % (206/238), Susceptibles 13.45% (32/238) y Resistentes 0% (0/238).
- Se halló asociación significativa ($p < 0.01$) en categoría y grado parasitario sólo en ovinos de plantel de la Cooperativa comunal San Pedro de Racco.
- Se determinaron las especies parasitarias *Oesophagostomum* sp., *Trichostrongylus columbiformis*, *Chabertia ovina*, *Teladorsagia* sp. en ovinos de plantel de San Pedro de Racco en corderos y adultos, además *Ostertagia* sp. se halló sólo en adultos. En Yurajhuanca se obtuvieron las especies *Chabertia ovina*, *Trichostrongylus* sp. y *Teladorsagia circumcincta* en animales adultos. Además, en el plantel de alpacas de la cooperativa de San Pedro de Racco, se determinaron las especies *Trichostrongylus colubriformis*, *Teladorsagia circumcincta* y *Oesophagostomum columbianum*.
- Los géneros *Nematodirus* sp. y *Trichuris* sp. fueron hallados en ambas especies y en ambas localidades.

VI. RECOMENDACIONES

Es necesario que se realicen estudios que fortalezcan los hallazgos en la presente investigación como la dinámica parasitaria de estas especies y como la categorización de resistencia natural en ovinos y alpacas, que incluyan un mayor número muestral tanto en plantel como en majada y que adicione en proporciones justificadas todas las categorías etarias para de este modo, establecer inferencias en la estimación de parámetros genéticos que involucren un plan de mejoramiento genético utilizando métodos alternativos de control como es el caso de la resistencia genética mediante la introgresión paulatina de los animales resistentes hallados.

Adicionar a los estudios cuantitativos y fenotípicos, estudios que integren conceptos de genética molecular como la selección genómica y el genotipado masivo que se vienen llevando a cabo en otros países del mundo.

Emplear la utilización masiva del uso de la genealogía y registros en las comunidades campesinas y explotaciones de crianza animal lo cual contribuirá de manera sustancial con los planes de mejoramiento genético ya sea su empleo a nivel molecular o a nivel cuantitativo.

VII . REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abbott, KA; Taylor, M; Stubbings, LA. 2009. Manual técnico: Sustainable worm control strategies for sheep. A technical manual for veterinary surgeons and advisers. Londres, Reino Unido, SCOPS. 51p.

Alba, F; Muñoz, MA. 2013. Immune responses associated with resistance to haemonchosis in sheep. *BioMed Res Intern* 13: 1- 11.

Altaif, K; Dargie, J. 1978. Genetic resistance to helminths. *Parasitology* 77: 177-187.
Alvarez, MA; Perez, J; Cruz, MA; Rojo, FA. 2006. Anthelmintic resistance in trichostrongylid nematodes of sheep farms in Northwest Spain. *Parasitol. Res* 99: 78–83.

Aroztegui Rosas, JS. 2013. Efecto de la eficacia parcial de un antihelmíntico comercial sobre diferentes parámetros productivos en corderas merino Dohne. Tesis Ph.D. Montevideo, Uruguay, UR. 48 p.

Baker, RL. 1995. Genetics of disease resistance in small ruminants in Africa. En: Gray, GD; Woolaston, RR; Eaton, BT (eds). *Breeding for resistance to infectious diseases of small ruminants*. ACIAR Monograph. 34, Camberra, Australia. 120-128 p.

Baker, RL; Mugambi, JM; Audho, JO; Carles, AB; Thorpe, W. 2002. Comparison of Red Maasai and Dorper sheep for resistance to gastro-intestinal nematode parasites, productivity and efficiency in a sub-humid and a semi-arid environment in Kenya.

Proceedings of the seventh world congress on genetics applied to livestock production. Montpellier, communication: 13-10.

Balic, A; Bowles, VM; Meeusen, EN. 2002. Mechanisms of immunity to *Haemonchus contortus* infection in sheep. *Parasite Immunol.* 24(1): 39 - 46.

Ballweber LR. 2009. Coccidiosis in food animals. In: Smith BP (ed). Large animal internal medicine. St. Louis, USA: Mosby Elsevier. 1645-1647 p.

Barger, IA. 1989. Genetic resistance of hosts and its influence on epidemiology. *Veterinary Parasitology* 32: 21-35.

Barger, IA. 1993. Influence of sex and reproductive status on susceptibility of ruminants to nematode parasitism. *Int. J. Parasit.*, 23(4): 463-469.

Barnes, E; Dobson, R; Barrer, I. 1995. Worm control and Anthelmintic resistance: adventures with a model. *Parasitol. Today* 11: 56-63.

Bartley, DJ; Jackson, F; Jackson, E; Sargison, N. 2004. Characterisation of two triple resistant field isolates of *Teladorsagia* from Scottish lowland sheep farms. *Veterinary Parasitology*. 123: 189–199.

Beasley, AM; Kahn, LP; Windon, RG. 2010. The periparturient relaxation of immunity in Merino ewes infected with *Trichostrongylus columbriformis*: Parasitological and immunological responses. *Vet. Parasitol.* 168: 60-70.

Beldomenico, PM; Uhart, M; Bono, MF; Marull, C; Baldi, R; Peralta, JL. 2003. Internal parasites of free-ranging guanacos from Patagonia. *Vet Parasitol* 118: 71-77.

Benesch, C. 1993. Parasiten des Magen-Darm-Traktes Von Schafes in Heffes: eines Sektionsstudie. *Giben Univ.* 145 p.

Bishop, SC; Bairden, K; McKellar, QA; Park, M; Stear, MJ. 1996. Genetic parameters for faecal egg count following mixed, natural, predominantly *Teladorsagia circumcincta* infection and relationships with live weight in young lambs. *Anim. Sci.*, 63: 423-428.

Bishop, SC; Stear, MJ. 2001. Inheritance of faecal egg counts during early lactation in Scottish Blackface ewes facing mixed, natural nematode infections. *Anim. Sci.* 73: 389-395.

Bishop, SC; Stear, MJ. 2003. Modeling of host genetics and resistance to infectious diseases: understanding and controlling nematode infections. *Vet. Parasitol* 115: 147-166.

Bishop, SC; Jackson, F; Coop, RL; Stear, M.J. 2004. Genetic parameters for resistance to nematode infections in Texel lambs and their utility in breeding programmes. *Anim. Sci* 78: 185-194.

Bishop, SC; Morris, CA. 2007. Genetics of disease resistance in sheep and goats. *Small Rum. Res* 70: 48-59.

Bishop, SC. 2012. Possibilities to breed for resistance to nematode parasite infections in small ruminants in tropical production systems. *Animal* 6: 741–747.

Bisset, SA; Morris, CA; Squire, DR; Hickey, SM. 1996. Genetics of resilience to nematode parasites in young Romney sheep. use of weight gain under challenge to assess individual anthelmintic treatment requirements. *New Zealand Journal of Agricultural Research* 39: 314-323.

Blaxter, M L; De Ley, P; Garey, JR; Liu, LX; Scheldeman, P; Vierstraete, A; Vanfleteren, JR; Mackey, LY; Dorris, M. Frisse, LM; Vida, JT; Thomas, WK. 1998. A molecular evolutionary framework for the phylum Nematoda. *Nature* 392: 71–75.

Blood, D. 2002. *Manual de Medicina Veterinaria*. Melbourne, Australia. 117 p.

Bouix, J; Krupinski, J; Rzepecki, R; Nowosad, B; Skrzyzala, I; Roborzynski, M; Fudalewicz-Niemczyk, W; Skalska, M; Malczewski, A; Gruner, L. 1998. Genetic resistance to gastrointestinal nematode parasites in Polish long-wool sheep. *Int. J. Parasit* 28: 1797-1804.

Brown, DJ; Tier, B. 2003. Alternate methods for estimating breeding values for faecal egg count data from Merino studs across Australia. *AAABG* 15: 115-118.

Bustinza, J; Choque, AV. 2001. La alpaca. Conocimiento del gran potencial andino. Puno, Perú, Oficina de Recursos del Aprendizaje, UNA. 343 p.

Caballero, H; Hervas T. 1985. Producción lechera en la sierra ecuatoriana. Quito, Ecuador, MAG. 128 p.

Cadral, GP. 1998. Manual para diagnóstico das helmintoses de ruminantes. Brasilia, Brasil, EMBRAPA. 141 p.

Castells, D; Nari, A; Rizzo, E; Marmol, E; Acosta, D. 1995. Efecto de los nematodos gastrointestinales sobre diversos parámetros productivos del ovino en la etapa de recría. Producción ovina 8: 17-31.

Castells, D. 2002. Nuevo enfoque en el control parasitario de ovinos. In: Resistencia genética del ovino y su aplicación en sistemas de control integrado de parásitos, FAO Animal Production and Health Paper (eds), Buenos Aires, Argentina. 17-24 p.

Castells, D. 2009. Evaluación de resistencia genética de ovinos Corriedale a los nematodos gastrointestinales en Uruguay: Heredabilidad y correlaciones genéticas entre el recuento de huevos de nematodos y características productivas. Tesis. Mg. Sc. Montevideo, Uruguay, UR. 54 p.

Castells, D; Gimeno, D. 2010. Corriedale resistente a los nematodos gastrointestinales. Anuario Corriedale, Montevideo, Uruguay. 76-77 p.

CEDER (Centro de Estudios para el Desarrollo Regional). 2009. Desarrollo de las capacidades productivas y comerciales de los pequeños criadores de alpacas de los distritos de Mañazos y Cabanillas. Puno, Perú. 28 p.

Charon, KM. 2004. Genes controlling resistance to gastrointestinal nematodes in ruminants. Animal Science Papers and Reports 22 (1): 135-139.

Chávez, CE; Guerrero, CA; Alva, J; Guerrero, J. 1967. Parasitismo gastrointestinal en alpacas. Rev Fac Med Vet UNMSM 21: 9-19.

Chávez, A; Sánchez, L; Arana C; Suárez F. 2012. Resistencia a antihelmínticos y prevalencia de fasciolosis bovina en la ganadería lechera de Jauja, Perú. . Rev Inv Vet Perú 23(1): 90-97

Chávez, B. 2013. Doramectina en bovinos. Revista Diseño e Innovación de Agroveterinaria. (En línea, sitio web). Consultado 28 abril 2015. Disponible en www.engormix.com.

Cernanska, D; Varady, M; Jorba, C. 2006. A survey on anthelmintic resistance in nematode parasites of sheep in the Slovak Republic. Vet.Parasitol 135: 39–45.

Ciappesoni, G; Gimeno, D; Iriarte, W; Castells, D; Grasso, N; Rincón, G; Navajas, E. 2010. Criterios de selección de animales para estudios de asociación por genotipado masivo. Agrobiología, 14 (3): 179.

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.

Coop, RL; Sykes, AR; Angus, KW. 1982. The effect of three levels of *Ostertagia circumcincta* larvae on growth rate, food intake and body composition of growing lambs. Journal of Agricultural Science, Cambridge 98: 247-255.

Coop, RL; Graham, RB; Jackson, F; Wright, SE; Angus, KW. 1985. Effect of experimental *Ostertagia circumcincta* infection on the performance of grazing lambs. Research in Veterinary Science 38: 282-287.

Connan, RM. 1976. Effect of lactation on the immune response to gastrointestinal nematodes. Vet. Rec. 99: 476-477.

Cringoli, G; Rinaldi, L; Veneziano, V; Capelli, G; Scala, A. 2004. The influence of flotation solution, sample dilution and the choice of McMaster slide area (volume) on the reliability of the McMaster technique in estimating the faecal egg counts of gastrointestinal strongyles and *Dicrocoelium dendriticum* in sheep. Vet Parasitol 13;123(1-2):121-31.

Cruz M. et al. 2010. Parasitosis gastrointestinal primera parte. Revista Producción Agroindustrial del NOA. Republica Argentina. (En línea, sitio web). Consultado 03 setiembre 2015. Disponible en http://www.produccion.com.ar/96jul_08.htm.

Davies, G; Stear, MJ; Bishop, SC. 2005. Genetic relationships between indicator traits and nematode parasite infection levels in 6-month-old lambs. *Anim. Sci.* 80: 143-150.

Demeler, J; Van Zeveren, AM; Kleinschmidt, N; Ver-cruysse, J; Hoglund, J; Koopmann, R; Cabaret, J; Claere-bout, E; Areskog, M; Von Samson-Himmelstjerna, G. 2009.

Monitoring the efficiency of ivermectin and albendazole against gastrointestinal nematodes of cattle in Northern Europe. *Veterinary Parasitology* 160: 109-115.

Dervishi, E; Uriarte, J; Valderrábano, J; Calvo, J. 2011. Structural and functional characterisation of the ovine interferon gamma (IFNG) gene: Its role in nematode resistance in Rasa Aragonesa ewes. *Veterinary Immunology and Immunopathology* 141, 100-108.

Díaz, RP; Torres, HG; Osorio, AM; Pérez, PH; Pulido, AA; Becerril, PA; Herrera, HJ. 2000. Resistencia genética a parásitos gastrointestinales en ovinos Florida, Pelibuey y sus cruces en el trópico mexicano. *Agrociencia* 34(1):13-20.

Diez-Tascón, C; Keane, OM; Wilson, T; Zadissa, A; Hyndman, DL; Baird, DB; McEwan, JC; Crawford, AM. 2005. Microarray analysis of selection lines from outbred populations to identify genes involved with nematode parasite resistance in sheep. *Physiol. Genomics* 21: 59-69.

Dobson, RJ; Hosking, BC; Besier, RB; Love, S; Larsen, JWA; Rolfe, PF; Bailey, JN. 2011. Minimizing the development of anthelmintic resistance, and optimizing the use of the novel anthelmintic Monepantel, for the sustainable control of nematode parasites in Australian sheep grazing systems. *Australian Vet J.* 89(5):160-166.

Dolinska, M; Ivanišinová, O; Königová, A; Várady, M. 2014. Anthelmintic resistance in sheep gastrointestinal nematodes in Slovakia detected by in-vitro methods. *BMC Vet Res* 1 (10): 233.

Dominik, S. 2005. Quantitative trait loci for internal nematode resistance in sheep: a review. *Gen Selec Evol.* 37(1): 83-96.

Eady, SJ. 2009. Breeding Sheep for Sustainable Worm Control. (en línea, sitio web). Consultado 09 julio 2015. Disponible en <http://www.csiro.au/resources/pfb8.html>.

Esteban, D; González, R; Garduza, G; Ojeda, NJ; Reyes, F; Gutiérrez-Cruz, S. 2013. Desarrollo de resistencia a nematodos gastrointestinales en ovinos de pelo desafiados con diferentes niveles de infección. *Rev Fac Med Vet Zoot.* 62(3): 169-181.

Ensuncho, C; Castellano, A; Maza, L; Bustamente, M; Vergara, O. 2014. Prevalencia y grado de infección de nematodos gastrointestinales en ovinos de pelo en pastoreo de cuatro municipios de Córdoba, Colombia. *Rev Cient FCV-LUZ* 27(5): 414-420.

Espinoza, J; Terashima, A; Herrera, P; Marcos, L. 2010. Fasciolosis humana y animal en el Perú: Impacto en la economía de las zonas endémicas. *Rev Peru Med Exp Salud Pública* 27(4): 604-12.

Goldberg Bianchi, V. 2011. Estimación de parámetros genéticos de la resistencia a nematodos en el período del parto y pos-destete en ovinos Merino del Uruguay. Tesis Mg. Sc. Valencia, España. Universidad de Valencia. 72 p.

Goldberg, V; Ciappesoni, G; Aguilar, I. 2012. Genetic parameters for nematode resistance in periparturient ewes and post-weaning lambs in Uruguayan Merino sheep. *Livestock Science.* 147, 181–187.

Holdridge, LA. 1987. *Ecología basada en las zonas de vida.* San José, Costa Rica, IICA. 261 p.

Falzon, LC; Van Leeuwen, J; Menzies, PI; Jones-Bitton, A; Sears, W; Jansen, JT; Peregrine, AS. 2015. Comparison of calculation methods used for the determination of anthelmintic resistance in sheep in a temperate continental climate. *Parasitol Res.* 114: 1631-1643.

Fiel, CA; Hansen, MI; Lizziero, M; Saumel, CA; Steffan, PE; Fuse, LA; Lutzelschwab, C. 2000. Resistencia antihelmíntica en cabras lecheras. Resúmenes iii Congreso Argentino de Parasitología. Mar de Plata, Buenos Aires, Argentina. 476 p.

Flores, E; Cruz, J; Ñaupari, J. 2009. Comportamiento nutricional, perfil alimentario y economía de la producción lechera en praderas cultivadas en secano: caso Pasco. Reporte científico. Lima, Perú. UNALM.

Gasbarre, LC; Miller, JE. 2000. Genetics of Helminth Resistance. In : Breeding for Disease Resistance in Farm Animal, 2nd edition, Axford, R.F.E., Bishop, S.C., Nicholas, F.W. and Owen, J.B. (eds). 129-152 p.

Gilleard, J. 2006. Understanding anthelmintic resistance: the need for genomics and genetics. *Int. J. Parasitol* 36: 1227–1239.

Gill, JH; Redwin, JM; Van Wyk, JA; Lacey, E. 1995. Avermectin inhibition of larval development in *Haemonchus contortus* effects of ivermectin resistance. *International Journal for Parasitology* 25, 463-470.

González, R; Torres, G. 2003. Estimación del índice de repetición de las cargas de nematodos gastrointestinales en ovinos tropicales. In: Memorias del XXVII Congreso de Buiatria, junio 12-14, Villahermosa, Tabasco, México. 219 p.

Gorman, T. 1989. Tópicos sobre la biología y manejo de los camélidos sudamericanos. Santiago, Chile. Universidad de Chile. 16 p.

Gruner, L. 1985. Control des strongyloses digestives des petits ruminants aux Antilles Francaises: development de resistance aux benzimidazoles et intérêt d'une gestion raisonnée de paturages. *Revue d'élevage et Médecine Veterinaire Des Pays Tropicaux*. 38: 386-393.

Guerrero, C; Alva, J. 1986. Gastroenteritis nematódica y sarna en alpacas. *Bol IVITA UNMSM* 21: 25-33.

Halliday, AM; Lainson, FA; Yaga, R; Inglis, NF; Bridgett, S; Nath, M; Knox, DP. 2012. Transcriptional changes in *Teladorsagia circumcincta* upon encountering host tissue of differing immune status. *Parasitology* ;139(3):387-405.

Hansen, J; Perry, B. 1994. The epidemiology diagnosis and control “Helminth parasites of Ruminants”. Italy. *Ilrad* 171p.

Hayward, AD; Pilkington, JG; Pemberton, JM; Kruuk, LE. 2010. Maternal effects and early-life performance are associated with parasite resistance across life in free-living Soay sheep. *Parasitol* 137 (8):1261-1273.

Hickford, JG; Zhou, H; Slow, S; Fanq, Q. 2004. Diversity of the ovine DQA2 gene. *J Anim Sci* 82: 1553-1556

Höglund, J; Morrison, DA; Charlier, J; Dimander SO; Larsson, A. 2009. Assessing the feasibility of targeted selective treatments for gastrointestinal nematodes in first-season grazing cattle based on mid-season daily weight gains. *Veterinary Parasitology* 164, 80-88.

Houdijk, JG. 2008. Influence of periparturient nutritional demand on resistance to parasites in livestock. *Parasite Immunology* 30: 113-121.

Idika, IK; Iheagwam, CN; Ezemonye, CN; Nwosu, CO. 2012. Gastrointestinal Nematodes and Body Condition Scores of Goats Slaughtered in Nsukka, Nigeria. *Nigerian Veterinary Journal* 33.

Jabbar, A; Angus, JD; Campbell, JA; Gasser RB. 2013. First report of anthelmintic resistance in *Haemonchus contortus* in alpacas in Australia. *Parasites & Vectors* 6:243.

Janssen, M. *et al.* 2002. Associations between infections with *Haemonchus contortus* and genetic markers on ovine chromosome 20. In *7th World Congress on Genetics Applied to Livestock Production*, 4 p.

Kaplan, RM. 2004. Drug resistance in nematodes of veterinary importance: a status report. *Trends in Parasitology* 20: 477-481.

Kemper, KE; Daetwyler, HD; Visscher, PM; Goddard, ME. 2012. Comparing linkage and association analyses in sheep points to a better way of doing GWAS. *Genetics Research* 94: 191-203

Kimambo, AE; MacRae, JC. 1988. Measurement in vitro of a larval migration inhibitory factor in gastrointestinal mucus of sheep made resistant to the roundworm *Trichostrongylus colubriformis*. *Veterinary Parasitology* 28: 213-222.

Koudandé, OD; Van Arendonk, JA; Iraqi, F. 2005. Marker-assisted introgression of trypanotolerance QTL in mice. *Mamm. Genome*. 16: 112-119.

Krecek, P; Waller, J. 2006. Towards the implementation of the “basket of options” approach to helminth parasite control of livestock: Emphasis on the tropics/subtropics. *Vet Parasitol.* 139: 270-282.

Leguia, P. 1991. *Enfermedades parasitarias*. Lima, Perú. 190 p.

Leguía, P; Casas, E. 1999. *Enfermedades parasitarias y atlas parasitológico de camélidos sudamericanos*. Lima, Perú. 190 p.

LeJambre, LF; Windon, RG; Smith, WD. 2008. Vaccination against *Haemonchus contortus*: Performance of native parasite gut membrane glycoproteins in Merino lambs grazing contaminated pasture. *Vet. Parasitol* 153: 302-312.

Levecke, B; De Wilde, N; Vandenhoute, E; Vercruyse, J. 2009. Field validity and feasibility of four techniques for the detection of *Trichuris* in simians: a model for monitoring drug efficacy in public health? *PLoS Neglected Tropical Diseases* 3, 366.

Macmanus, C; Louvandini, H; Verdolin, V; Torres, S; Brito, D; Barros, C; Seixas, L. 2010. Determinação de endoparasitas em ruminantes em pastagem e animal. Brasil: UFGRS. 22p.

Mamani, W; Condori, R. 2009. Determinación de resistencia antihelmíntica (*Fasciola hepatica*) en ovinos frente a Albendazol y Triclabendazol, La Paz – Bolivia. *Rev. investig. vet. Perú* 20: 2.

Mandonnet, N; Mandonnet, G; Aumont, J; Fleury, R; Arquet, H; Varo, L; Gruner, J; Bouix, J; Vu Tien Khang. 2001. Assessment of genetic variability of resistance to gastrointestinal nematode parasites in Creole goats in the humid tropics. *J. Anim. Sci.* 79:1706–1712.

Mason, PC; McKay, CH. 2006. Field studies investigating anthelmintic resistance in young cattle on five farms in New Zealand. *NZ Vet J* 54: 318-322.

Masson, M; Gutiérrez, G; Puicón, V; Zárate, D. Helminthiasis y Eimeriosis Gastrointestinal en Alpacas Criadas al Pastoreo en Dos Granjas Comunes de la Región Pasco, Perú, y su Relación con el Peso y Condición Corporal. *Rev Inv Vet Perú* 27(4): 805-812

Manrique, MJ; Cuadros, CS. 2002. Fasciolosis: buscando estrategias de control. Arequipa, Perú. 126 p.

Merck. 2000. El manual Merck de veterinaria. Barcelona, España. 2455 p.

McEwan, JC; Dodds, KG; Watson, TG; Greer, GJ; Hosking, BC; Douch, PG. 1995. Selection for host resistance to roundworms by the New Zealand sheep breeding industry: The Wormfec service. *A.A.A.B.G* 11: 70-73.

McKellar, QA. 1993. Interactions of *Ostertagia* species with their bovine and ovine hosts. *Int J Parasitol.* 23: 451-62.

McLeod, RS. 1995. Cost of major parasites to the Australian livestock industries. *Int J Parasitol* 25: 1363-1367.

Melo, A. 1997. Sistemas de control y manejo sanitario de las alpacas y llamas en la región andina del sur peruano. *Rev FMVZ-UNA* 1: 54-59.

MINAGRI, 2013. IV Censo Nacional Agropecuario 2012. (en línea, sitio web). Consultado 23 Setiembre 2014. Disponible en <http://proyectos.inei.gob.pe/web/DocumentosPublicos/ResultadosFinalesIVCENAGRO.pdf>

Morales, GL; Pino, A; Sandoval, E; Jiménez, D. 2010. Relación entre la condición corporal y el nivel de infestación parasitaria en bovinos a pastoreo como criterio para el tratamiento antihelmíntico selectivo. *Rev Inv Vet Perú* 23 (1): 80-89.

Morris, CA; Bisset, SA; Vlassoff, A; West, CJ. Wheeler, M. 1998. Faecal nematode egg counts in lactating ewes from Romney flocks selectively bred for divergence in lamb faecal egg count. *Anim. Sci.* 67: 283-288.

Morris, C; Vlassoff, A; Bisset, S; Baker, R; Watson, T; West, C. Wheeler, M. 2000. Continued selection of Romney sheep for resistance or susceptibility to nematode infection: estimates of direct and correlated responses. *Animal Science* 70: 17-27.

Morris, CA. 2009. Review of genetic parameters for disease resistance in sheep in New Zealand and Australia. *A.A.A.B.G.* 18: 263-271.

Mottier, L; Lanusse, C. 2001. Bases moleculares de la resistencia a fármacos antihelmínticos. *Med Vet* 82: 74-85.

Moya, 2008 Familias alpaqueras enfrentando al cambio climático. Soluciones prácticas-ITDG. 68 p.

Nari, A; Cardozo, H; Berdié, J; Canábez, F; Bawden, R. 1977. Dinámica de población para nematodos gastrointestinales de ovinos en el Uruguay. *Veterinaria*, 14(66): 11-24.

Núñez, LA; Rojas CM. In: Rojas, CM. Parasitismo de los rumiantes domésticos quimioterapia, prevención y modelos para su aprendizaje. Lima, Perú. 193 p.

Olsen, OW. 1977. *Parasitología Animal*. Barcelona. España. Aedos. 719 p.

Othaix, L. 2014. Estudio comparativo de los endoparásitos en bovinos Bonsmara-Hereford y Hereford puros en iguales condiciones de manejo. (en línea, sitio web). Consultado 13 Mayo 2015. Disponible en <https://studylib.es/doc/3118606/efecto-comparativo-delos-endopar%C3%A1sitos-en-bovinos-bonsmara>

Owen, JB; Axford, RF. 1990. Breeding for diseases resistance in farm animals, Proceedings of an International Symposium, Bangor, Wales, Wallingford, U.K., CAB International, 139-161.

Oyagüe, JM. 2010. Características de la carne de alpaca y procesamiento de charqui en los Departamentos de Puno y Cusco (Perú). Lima, Perú. 66 p.

Papadopoulos, E. 2008. Anthelmintic resistance in sheep nematodes. *Small Rumin Res.* 76: 99–103.

Paredes CP. 2014. Incidencia parasitaria gastrointestinal en la ganadería lechera en la hacienda “Monte Carmelo” Sector Urbina provincia Chimborazo. Tesis. Título Médico Veterinario. Ambato, Ecuador, UTA. 89 p.

Pérez, H; Chávez, A; Pinedo, R; Leyva, V. 2014. Helminthiasis y eimeriasis en alpacas de dos comunidades de Cusco, Perú. *Rev Inv Vet Perú* 25: 245-253.

Pomroy, WE. 2006. Anthelmintic resistance in New Zealand: a perspective on recent findings and options for the future. *New Zealand Veterinary Journal* 54, 265-270.

Preston SJ; Sandeman, M; Gonzalez, J, Piedrafita, D. 2014. Current Status for Gastrointestinal Nematode Diagnosis in Small Ruminants: Where Are We and Where Are We Going?. Journal of Immunology Research Volume 2014.

Preston, JM; Allonby E. 1979. The influence of breed on the susceptibility of sheep to *Haemonchus contortus* in Kenya. Res. Vet. Sci. 26: 134-139.

Prichard, RK; Hall, CA; Kelly, JD; Martin, IC; Donald, AD. 1980. The problem of anthelmintic resistance in nematodes, Australian Veterinary Journal 56: 239-251.

Quiroz, RH. 2002. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México, DF. 876 p.

Quiroz, RH. 2005. Parasitología y enfermedades parasitarias en animales domésticos. Mexico. 827 p.

Rehbein, S; Kollmannsberger, M; Visser, M; Winter, R; The helminth fauna of slaughtered sheep from upper Bavaria: 1. Species composition, prevalence and worm counts. Berl Muench Tieraerztl Wschr 109:161–167.

Reyes-Guerrero D; López ME; González ME; Ramírez, G; Mendoza-de Gives, P; Olazarán-Jenkins, S; Aguilar, M; Olmedo, A. 2016. Identificación del alelo B del gen de interferón gamma asociado al rechazo de la infección por *Haemonchus contortus* en corderos pelibuey Identification of B allele from interferon gamma gene associated to *Haemonchus contortus* resistant infection in pelibuey lambs. Quehacer Científico en Chiapas 11 (2).

Richards, KM; Cotton, SJ; Sandeman, R.2008. The use of detector dogs in the diagnosis of nematode infections in sheep feces. Journal of Veterinary Behavior: Clinical Applications and Research. 2008;3(1):25–31.

Rickard LG. 1994. Update on llama medicine. Parasites. Vet Clin North Am Food Anim Pract. Jul;10 (2) : 239-247.

Rinaldi L., Morgan E.R., Bosco A., Coles G.C., Cringoli G. The maintenance of anthelmintic efficacy in sheep in a mediterranean climate. *Vet. Parasitol.* 203:139–143.

Rimbaud, E; Zúniga, P; Doña, M; Pineda, N; Luna, L; Rivera, G. 2005. Primer diagnóstico de resistencia a levamisol y lactonas macrocíclicas en nemátodos gastrointestinales parásitos de ovinos en Nicaragua (en línea, sitio web). Consultado 13 Abril 2015. Disponible en <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n050505/050532.pdf>

Roeber, FA. Gasser, RB. 2013. Impact of gastrointestinal parasitic nematodes of sheep, and the role of advanced molecular tools for exploring epidemiology and drug resistance: an Australian perspective. *Parasit. Vectors* 6: 153.

Rojas, M; Lobato, I; Montalvo, M. 1993. Fauna parasitaria de camélidos sudamericanos y ovinos en pequeños rebaños mixtos familiares. *Rev. Inv. Pec. IVITA.* (6): 22–27.

Rojas, M. 1990. Parasitismo de los rumiantes domésticos. Terapia, prevención y modelos para su aprendizaje. Lima, Perú. 326-333.

Rojas, CM. 2004. Nosoparasitosis de los rumiantes domésticos peruanos. Lima, Perú. 146 p.

Romero, JR; Boero, CA. 2001. Epidemiología de la gastroenteritis verminosa de los ovinos en regiones templadas y cálidas de la Argentina. *Analecta Veterinaria* 21(1): 21-37.

Rossanigo, CE; Gruner, L. 1991. Accuracy of two methods for counting eggs of sheep nematode parasites. *Parasitol.* 39 (1-2): 115-21.

Rothwell, J; Sangster, N. 1997. *Haemonchus contortus*: the uptake and metabolism of closantel. *Int J Parasitol* Mar 27(3): 313-319.

Preston, SJ; Sandeman, M; Gonzalez, J; Piedrafita, D. 2014. Current Status for Gastrointestinal Nematode Diagnosis in Small Ruminants: Where Are We and Where Are We Going?. *Journal of Immunology Research* 14: 12 p.

SAS Institute, 1999. The SAS System for Windows. Version 8. SAS Institute, Cary, N.C

Pérez, H; Chávez, A; Pinedo, R; Leyva, V. 2014. Helminthiasis y eimeriasis en alpacas de dos comunidades de Cusco, Perú. *Rev Inv Vet Perú* 25(2): 245-253.

Safari, E; Fogarty, NM; Gilmour, AR. 2005. A review of genetic parameter estimates for wool, growth, meat and reproduction traits in sheep. *Livestock Production Science* 92(3): 271–289

Sarre, C; Sarrea, E; Claerebouta, J; Vercruysea, B; Levecke, P; Geldhofa, B; Pardon, M. Alvineriec, JF; Sutrac, T; Geurden. 2012. Doramectin resistance in *Haemonchus contortus* on an alpaca farm in Belgium. *Veterinary Parasitology* (185): 346– 351.

Sayre, BL; Harris, GL. 2012. Systems genetics approach reveals candidate genes for parasite resistance from quantitative trait loci studies in agricultural species. *Animal Genetics* 43(2): 190-198.

Seaton, DS; Jackson, F; Smith, WD; Angus, KW. 1989. Development of immunity to incoming radiolabelled larvae in lambs continuously infected with *Trichostrongylus vitrinus*. *Res. Vet. Sci.* 46: 22-26.

Shaw, RJ; Morris, CA; Wheeler, M; Tate, M, Sutherland IA. 2012. Salivary IgA: A Suitable Measure of Immunity to Gastrointestinal Nematodes in Sheep. *Vet Parasitol* 186 (1-2): 109-117.

Smith, G; Grenfell, BT; Isham, V; Cornell, S. 1999 Anthelmintic resistance revisited: underdosing, chemoprophylactic strategies, and mating probabilities. *Int. J. Parasitol.* (29): 77–91.

Sievers, G; Alocilla, A. 2007. Determinación de resistencia antihelmíntica frente a ivermectina de nematodos del bovino en dos predios del sur de Chile. *Arch. Med. Vet.* (39): 1.

Singleton, DR; Stear, MJ; Matthews, L. 2010. A mechanistic model of developing immunity to *Teladorsagia circumcincta* infection in lambs. *Parasitology.* Mar 138(3):322-332

Smith, WD; Zarlenga, DS. 2006. Developments and hurdles in generating vaccines for controlling helminthes parasites of grazing ruminants. *Vet Parasitol.* 139:347-359.

Soca, M; Roque, E; Soca, M. 2005. Epizootiología de los nematodos gastrointestinales de los bovinos jóvenes. *Pastos y Forrajes* 28: 175-185.

Stafford, K; Coles, GC. 1999. Nematode control practices and anthelmintic resistance in dairy calves in the south west of England. *Vet Rec* 144, 659-661.

Stear, MJ; Fitton, L; Innocent, GT; Murphy, L; Rennie, K; Matthews, L. 2007. The dynamic influence of genetic variation on the susceptibility of sheep to gastrointestinal nematode infection. *J. R. Soc. Interface*, 4: 767-776.

Suárez, VH; Cristel, SL. 2006 Resistencia antihelmíntica: evaluación de la prueba de reducción del conteo de huevos. *RIA*, 35 (3): 29-43.

Sykes, AR. 1983. Effects of parasitism on metabolism in the sheep. In: Haresign, W. (Ed.), *The Sheep Production*. Nottingham Easter School of Agricultural Science, No. 35. Butterworths, London. 317-334 p.

Symons, LE; Steel, JW. 1978. Pathogenesis of the loss of production in gastrointestinal parasitism. In: *The Epidemiology and Control of Gastrointestinal Parasites of Sheep in Australia*. A. D. Donald, W. H. Southcott and J. K. Dineen (Eds). CSIRO, Australia, Melbourne. 9-23 p.

Torres, JF; Hoste, H. 2008. Alternative or improved methods to limit gastro-intestinal parasitism in grazing sheep and goats. *Small Ruminant Res.* 77, 159-173.

Torres, JF; Mendoza-de-Givesb, P; Aguilar, AJ; Cuéllar, JA. 2012. Anthelmintic resistance in sheep farms: Update of the situation in the American continent. *Veterinary Parasitology* 189: 89- 96.

Traverso, CM. 2011. Determinación de resistencia antihelmíntica frente a ivermectina de nematodos gastrointestinales en alpacas (*Vicugna pacos*) Puno-Peru. (En línea, sitio

web). Consultado 01 setiembre 2013. Disponible en: [//www.sisupe.org/abanicoveterinario](http://www.sisupe.org/abanicoveterinario). 2011.

Vagenas, D; Jackson, F; Russel, AJ; Merchant, M; Wright, IA; Bishop, SC. 2002. Genetic control of resistance to gastro-intestinal parasites in crossbred cashmere-producing goats: responses to selection, genetic parameters and relationships with production traits. *Ani sci* 74 (04): 199-208.

Vagenas, D; Doeschl-Wilson, A; Bishop, SC; Kyriazakis, I. 2007. Exploration of the effects of host genotype and nutrition on the genetic parameters of lambs challenged with gastrointestinal parasites. *Int. J. Parasitol* 37, 1617–1630.

Veerasamy, S; Gaughan, JB; Bhatta, R; Navqui, M. 2016. Impact of climate change on livestock productivity. *FAO food and nutrition series*. 24: 5 p.

Ueno, H; Goncalves, PC. 1998. Manual para diagnostico das helmintoses de ruminantes. Salvador de Bahía, Brasil. 154 p.

Ueno, H; Gutierrez, VC. 1983. Manual para diagnóstico das helmintoses de rumiantes. Rio Grande do Sul Porto Alegre, Brasil, JICA. 176 p.

Taylor, MA; Coop, RL; Wall, RL. 2007. *Veterinary Parasitology*, Oxford, USA. 600 p.

Tembely, S; Lahlou-Kassai, A; Rege, J.E; Mukasamugerwa, E; Anindo, D; Anindo, D; Sovani, S; Baker, RL. 1998. Breed and Season effects on the peri-parturient rise in nematode egg output in indigenous ewes in a cool tropical environment. *Vet. Parasitol* 77: 123-132.

Van Wyk, JA; Bath, GF. 2002. The FAMACHA system for managing haemonchosis in sheep and goats by clinically identifying individual animals for treatment. *Vet Res* 33(5):509-29.

Van Wyk, JA; Mayhew, E. 2013. Morphological identification of parasitic nematode infective larvae of small ruminants and cattle: A practical lab guide. Onderstepoort J Vet Res 80 (1).

Vatta, FA; Waller, JP; Githiori, BJ; Medley, FG. 2009. The potential to control *Haemonchus contortus* in indigenous South African goats with copper oxide wire particles. Vet. Parasitol 162(3/4):306-313. Vanimisetti Bindu, H. 2003. Genetics of resistance to *Haemonchus contortus* infections in sheep. Tesis. MS. Virginia, USA. Polytechnic Institute and State University, . 82 p.

Waller, PG. 2003. Global perspectives on nematode parasite control in ruminant livestock: the need to adopt alternatives to chemotherapy, with emphasis on biological control. Anim Health Res Rev 4(1):35-43.

Walker, JG; Morgan, ER. 2014. Generalists at the interface: Nematode transmission between wild and domestic ungulates. Int. J. Parasitol. Parasites Wildl. 3: 242-250.

Wanyangu, JM; Mugambi, RK; Bain, JL; Duncan, M; Murray, MJ; Stear, B. 1997. Response to artificial and subsequent natural infection with *Haemonchus contortus* in Red Maasai and Dower ewes. Veterinary Parasitology 6: 275-282.

Wolf, D. 2010. Untersuchungen zur Seroprävalenz von zystenbildenden Kokzidien und zu Gastrointestinal parasitosen bei Neuweltkameliden in Peru. Alemania, Gießen. 154p.

Wolstenholme, AJ; Fairweather, I; Prichard, R; Von Samson-Himmelstjerna, G; Sangster NC. Drug resistance in veterinary helminths. Trends Parasitol. 20 (10):469-76.

Woodgate, RG; Love, S. 2012. Worm Kill to WormBoss-Can we sell sustainable sheep worm control?. Vet. Parasitol 186: 51–57 p.

Woolaston RR, Windon R. 2001. Selection of sheep for response to *Trichostrongylus colubriformis* larvae. Genetic parameters. Anim. Sci. 74, 41-48.

Woolaston, RR; Baker, RL. 1996. Prospects of breeding for parasite resistance. International Journal for Parasitology 26: 845-485.

Wrigley, J; McArthur, M; McKenna, PB; Mariadass, B. 2006. Resistance to a triple combination of broad-spectrum anthelmintics in naturally-acquired *Ostertagia circumcincta* infections in sheep. N. Z. Vet. J. 54: 47–49.

Yazdi, MH; Sonesson, AK; Woolliams, JA; Meuwissen, HE. 2010. Combined detection and introgression of QTL in outbred populations. Gen. Sel. Evol 42: 16-26.

Yazwinsky, TA; Yazwinski, JE; Matthew, E; Tucker, CA; Johnson, EG. 2006. Treatment of Subclinical Nematodiasis in Idaho Stocker Cattle With Cydectin Long-Acting Injectable or Ivomec Injectable. Intern J Appl Res Vet Me. 4 (3).

Zajac, AM. 2006. Gastrointestinal nematodes of small ruminants: life cycle, anthelmintics, and diagnosis. Vet Clin North Am Food Anim Pract 22(3):529-541. Zarate, R. 2003. Parásitos en rumiantes. Departamento de Parasitología. Nueva león. México, UANL.

VIII . ANEXOS

Anexo 1. Registro de muestreo del mes de febrero del 2014 en ovinos de plantel de San

CÓDIGO	ESPECIE	Identificación de Pato	RAZA	EDAD	SEXO	HPG	Nematodirus	Trichuris	Lamanema	Capillaria	Moniezia
1	OVINO	11-1186	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	200		50			
2	OVINO	9-0463	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	0					
3	OVINO	4	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	450					
4	OVINO	9-0474	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	0					
5	OVINO	9-0464	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	250					
6	OVINO	8	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	1350					
7	OVINO	9-0475	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	250					
8	OVINO	9-0462	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	100					
9	OVINO	11-1173	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	50					
10	OVINO	10-0682	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	150					
11	OVINO	10APCG	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	300					
12	OVINO	9-0468	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	550					
13	OVINO	9-0469	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	0					
14	OVINO	76416	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	550	50				
15	OVINO	90121	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	950					
16	OVINO	10-664	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	650					
17	OVINO	PITA NEGRA	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	100					
18	OVINO	106686	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	950		50			
19	OVINO	9-0115	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	750		50			
20	OVINO	20	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	550					
21	OVINO	13-3399	CORREIDALE	CORDERO	MACHO	250		250			
22	OVINO	13-3383	CORREIDALE	CORDERO	MACHO	150	100				
23	OVINO	11-01950	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	650	100	150			
24	OVINO	13-3391	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	750		300			
25	OVINO	11-01942	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	1050	50	50			
26	OVINO	11-01944	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	550		100			
27	OVINO	11-01947	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	550					
28	OVINO	13-3395	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	400	50				
29	OVINO	13-3382	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	650		100			
30	OVINO	13-2379	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	250					

Anexo 2. Registro de muestreo del mes de agosto del 2014 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco

CÓDIGO	ESPECIE	IDENT	RAZA	EDAD	SEXO	HPG	<i>Nematodirus</i>	<i>Trichuris</i>
1	Ovino	001	Corriedale	Boca llena	Hembra	50		
2	Ovino	10C-686	Corriedale	Boca llena	Hembra	50		
3	Ovino	10C-682	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
4	Ovino	004	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
5	Ovino	9-0468	Corriedale	Boca llena	Hembra	50		
6	Ovino	302	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
7	Ovino	11-1194	Corriedale	Boca llena	Hembra	250		
8	Ovino	11-20107	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
9	Ovino	9-0117	Corriedale	Boca llena	Hembra	50		
10	Ovino	11-2019	Corriedale	2 Dientes	Hembra	500		
11	Ovino	11-1189	Corriedale	Boca llena	Hembra	100		
12	Ovino	11-1173	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
13	Ovino	008	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
14	Ovino	9-0124	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
15	Ovino	9-0115	Corriedale	Boca llena	Hembra	200		
16	Ovino	71-436	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
17	Ovino	101-664	Corriedale	Boca llena	Hembra	250		
18	Ovino	71-416	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
19	Ovino	13-1657	Corriedale	Boca llena	Hembra	50		
20	Ovino	009	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
21	Ovino	13-1659	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
22	Ovino	11-1186	Corriedale	Boca llena	Hembra	200		
23	Ovino	7L-450	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
24	Ovino	11-2020	Corriedale	Boca llena	Hembra	100		
25	Ovino	11-2021	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
26	Ovino	11-2016	Corriedale	Boca llena	Hembra	0	50	50
27	Ovino	11-2014	Corriedale	Boca llena	Hembra	250		
28	Ovino	11-2012	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
29	Ovino	13-1658	Corriedale	4 Dientes	Hembra	50		
30	Ovino	11-2025	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
31	Ovino	006	Corriedale	4 Dientes	Hembra	0		
32	Ovino	11-2022	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
33	Ovino	11-2013	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
34	Ovino	11-2015	Corriedale	2 Dientes	Hembra	650		
35	Ovino	11-2011	Corriedale	Boca llena	Hembra	500		
36	Ovino	14R06	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
37	Ovino	054	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
38	Ovino	101-700	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
39	Ovino	C5252	Corriedale	Boca llena	Hembra	200		
40	Ovino	9-0471	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
41	Ovino	C5252	Corriedale	Boca llena	Hembra	0		
42	Ovino	11-1947	Corriedale	Dientes de leche	Hembra	2500	50	50
43	Ovino	11-1948	Corriedale	Dientes de leche	Hembra	2850		
44	Ovino	SN	Corriedale	Dientes de leche	Hembra	2600		
45	Ovino	11-1944	Corriedale	Dientes de leche	Hembra	650		
46	Ovino	11-1936	Corriedale	Dientes de leche	Hembra	300		
47	Ovino	13-3380	Corriedale	Dientes de leche	Hembra	150		
48	Ovino	11-1942	Corriedale	Dientes de leche	Hembra	850		
49	Ovino	13-3395	Corriedale	Dientes de leche	Hembra	1950		
50	Ovino	13-3384	Corriedale	Dientes de leche	Hembra	50		

Anexo 3. Registro de muestreo del mes de octubre del 2014 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco

CÓDIGO	ESPECIE	IDENT	RAZA	EDAD	SEXO	HTS	<i>Nematodirus</i>	<i>Trichuris</i>
1	OVINO	13-3380	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	9		
2	OVINO	11-1936	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	13		50
3	OVINO	11-1950	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	3		
4	OVINO	11-1947	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	0		
5	OVINO	11-1944	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	17	50	
6	OVINO	11-1943	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	2		150
7	OVINO	13-3379	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	3		
8	OVINO	13-3386	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	6		
9	OVINO	MW440-13	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	3		
10	OVINO	13-1670	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	0		
11	OVINO	016	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	2		
12	OVINO	RH 227	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	3		
13	OVINO	13-1672	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	1		
14	OVINO	10AP66	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	9		
15	OVINO	6C 302	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	11		
16	OVINO	11-1194	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	12		
17	OVINO	6C 318	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	0		
18	OVINO	11-173	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	1		
19	OVINO	11-86	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	2		
20	OVINO	11-89	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	7		
21	OVINO	7C 436	CORREIDALE	BOCALLENA	MACHO	2		
22	OVINO	0-04	CORREIDALE	BOCALLENA	MACHO	0		
23	OVINO	9-0471	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	5		
24	OVINO	11-1177	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	0		
25	OVINO	11-2017	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	14		
26	OVINO	14R06	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	1		
27	OVINO	11-2021	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	4		
28	OVINO	11-2024	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	7		
29	OVINO	13-1659	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA			
30	OVINO	11-2019	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	7		
31	OVINO	0-09	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	6		
32	OVINO	11-2015	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	8		
33	OVINO	11-2025	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	9		
34	OVINO	3-1657	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	1		
35	OVINO	9-0115	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	0		
36	OVINO	11-2014	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	0		
37	OVINO	054	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	0		
38	OVINO	9-0124	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	6		
39	OVINO	03-100	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	8		
40	OVINO	006	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	2		
41	OVINO	C5 252	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	0		
42	OVINO	11-2016	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	1		
43	OVINO	13-1658	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	7		
44	OVINO	7C-450	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	4		
45	OVINO	s/n	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	9		
46	OVINO	11-1948	CORREIDALE	CORDERO	HEMBRA	33		300
47	OVINO	11-1942	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	8	50	
48	OVINO	11-2012	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	5		

Anexo 4. Registro de muestreo del mes de noviembre del 2014 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco

CODIGO	IDENT	RAZA	EDAD	SEXO	HPG	Trichuris
1	11-1186	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	200	
2	11-1173	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	100	
3	9-0115	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	1200	
4	9-0468	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	1450	
5	11-2019	CORREIDALE	2 Dientes	HEMBRA	550	
6	13-1659	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	100	
7	11-2016	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	750	50
8	11-2014	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	100	
9	13-1658	CORREIDALE	4 Dientes	HEMBRA	650	
10	006	CORREIDALE	4 Dientes	HEMBRA	700	
11	11-2015	CORREIDALE	2 Dientes	HEMBRA	1500	
12	054	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	100	
13	9-0471	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	550	
14	11-1948	CORREIDALE	Dientes de leche	HEMBRA	400	
15	11-1942	CORREIDALE	Dientes de leche	HEMBRA	1400	
16	0-09	CORREIDALE	BOCALLENA	HEMBRA	1300	

Anexo 5. Registro de muestreo del mes de abril del 2015 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco

ESPECIE	IDENT	RAZA	EDAD	SEXO	HTS	HPG	<i>Nematodirus</i>	<i>Trichuris</i>
1	13-1685	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	2	16		16
2	13-1677	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	3	24		32
3	13-1683	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	2	16		
4	13-1625	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	6	48	8	48
5	S/n	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	0	0		
6	13-1644	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	2	16		16
7	13-1691	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	7	56		24
8	13-1695	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	14	112	24	8
9	13-1636	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	5	40	16	24
10	13-1681	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	13	104		16
11	13-1690	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	12	96	32	16
12	13-1694	CORREIDALE	6 MESES	HEMBRA	9	72		40
13	1680	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	1	8		8
14	1654	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	4	32	16	96
15	1696	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	12	96	56	88
16	13-3377	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	6	48	16	8
17	457	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	11	88	8	120
18	1688	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	2	16	16	8
19	1678	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	16	128		
20	1646	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	2	16		
21	1698	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	2	16		16
22	1686	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	17	136	48	16
23	1699	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	4	32		
24	1640	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	0	0		
25	13-1689	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	5	40	8	24
26	456	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	22	176	32	80
27	16-76	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	21	168		40
28	16-79	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	8	64		
29	16-82	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	0	0		24
30	16-87	CORREIDALE	6 MESES	MACHO	2	16		
31	CHIROKE	CORREIDALE	Boca Llena	MACHO	0	0		
32	DANY	CORREIDALE	Boca Llena	MACHO	0	0		
33	CHORRY	CORREIDALE	Boca Llena	MACHO	0	0		

Anexo 6. Registro de muestreo del mes de julio de 2015 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco

Codigo	Especie	Identificacion	Raza	Edad	Sexo	HTS	HPG	Nematodirus	Trichuris
1	Ovino	13-1678	Correidale	10 meses	MACHO				
2	Ovino	13-1686	Correidale	8 meses	MACHO	3	24		
3	Ovino	13-1676	Correidale	9 meses	MACHO				
4	Ovino	13-1687	Correidale	8 meses	MACHO	1	8		
5	Ovino	13-1679	Correidale	10 meses	MACHO				
6	Ovino	13-1689	Correidale	8 meses	MACHO	1	8		
7	Ovino	13-1682	Correidale	9 meses	MACHO				
8	Ovino	456	Correidale	10 meses	MACHO	2	16		
9	Ovino	5695	Correidale	Boca llena	MACHO	1	8		
10	Ovino	Danny	Correidale	Boca llena	MACHO				
11	Ovino	Chorri	Correidale	Boca llena	MACHO	1	8		
12	Ovino	13-3377	Correidale	Boca llena	MACHO	2	16		
13	Ovino	13-1640	Correidale	9 meses	MACHO	16	128		
14	Ovino	13-1680	Correidale	10 meses	MACHO	1	8		
15	Ovino	13-1696	Correidale	9 meses	MACHO	4	32		
16	Ovino	457	Correidale	Boca llena	MACHO	9	72		
17	Ovino	13-1646	Correidale	9 meses	MACHO	7	56		
18	Ovino	13-1698	Correidale	8 meses	MACHO				
19	Ovino	13-1650	Correidale	9 meses	MACHO	9	72		
20	Ovino	13-1654	Correidale	9 meses	MACHO	12	96		
21	Ovino	13-1688	Correidale	8 meses	MACHO	21	168		
22	Ovino	13-1685	Correidale	8 meses	HEMBRA				
23	Ovino	13-1695	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
24	Ovino	13-1691	Correidale	8 meses	HEMBRA				
25	Ovino	13-1684	Correidale	8 meses	HEMBRA	2	16		
26	Ovino	13-1677	Correidale	10 meses	HEMBRA	1	8		
27	Ovino	13-1694	Correidale	8 meses	HEMBRA				
28	Ovino	13-1681	Correidale	9 meses	HEMBRA				
29	Ovino	13-1644	Correidale	9 meses	HEMBRA	2	16		
30	Ovino	13-1690	Correidale	8 meses	HEMBRA	7	56		
31	Ovino	13-1652	Correidale	9 meses	HEMBRA	1	8		
32	Ovino	13-3395	Correidale	Boca llena	HEMBRA	2	16		
33	Ovino	11-1936	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
34	Ovino	11-1947	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
35	Ovino	11-1942	Correidale	Boca llena	HEMBRA	1	8		
36	Ovino	13-3384	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
37	Ovino	14-901	Correidale	Boca llena	HEMBRA	2	16		
38	Ovino	11-1950	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
39	Ovino	13-1670	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
40	Ovino	11-1943	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
41	Ovino	13-3386	Correidale	Boca llena	HEMBRA	2	16		
42	Ovino	11-1944	Correidale	Boca llena	HEMBRA	4	32		
43	Ovino	227	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
44	Ovino	111	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
45	Ovino	13-1668	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
46	Ovino	440	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
47	Ovino	14-902	Correidale	Boca llena	HEMBRA	5	40		
48	Ovino	10-AP-66	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
49	Ovino	008	Correidale	Boca llena	HEMBRA	1	8		
50	Ovino	009	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
51	Ovino	006	Correidale	2 Dientes	HEMBRA				
52	Ovino	03-100	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
53	Ovino	14-904	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
54	Ovino	11-2014	Correidale	Boca llena	HEMBRA	6	48		
55	Ovino	13-1657	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
56	Ovino	11-2012	Correidale	Boca llena	HEMBRA	3	24		
57	Ovino	14-907	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
58	Ovino	11-2020	Correidale	Boca llena	HEMBRA	3	24		
59	Ovino	11-1173	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
60	Ovino	14-905	Correidale	Boca llena	HEMBRA	3	24		
61	Ovino	13-1658	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
62	Ovino	14-903	Correidale	Boca llena	HEMBRA				
63	Ovino	14-908	Correidale	Boca llena	HEMBRA	1	8		

Anexo 7. Registro de muestreo del mes de setiembre de 2015 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco

CODIGO	Identificación	Sexo	EDAD	RAZA	HPG	Trichuris	Nematodirus
1	11-1942	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0	8	
2	13-1636	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	72	16	8
3	13-1691	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	24	48	
4	13-1681	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	152	48	24
5	13-1685	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0	8	
6	13-1695	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	40	64	8
7	2233	Macho	BOCA LLENA	CORREIDALE	24		
8	Dani	Macho	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
9	13-1682	Macho	Dientes de leche	CORREIDALE			
10	1212	Macho	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
11	13-1689	Macho	2 dientes	CORREIDALE	72	16	8
12	13-1668	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
13	13-1677	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
14	13-1644	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	56	40	
15	14901	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
16	RH247	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
17	13-1684	Hembra	2 dientes	CORREIDALE			
18	13-1672	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE			
19	13-1694	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	138		
20	13-1690	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	72	80	8
21	13-3384	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
22	13-1678	Macho	2 dientes	CORREIDALE	0		
23	13-1686	Macho	2 dientes	CORREIDALE	40		
24	13-1687	Macho	2 dientes	CORREIDALE	96	8	
25	13-1676	Macho	2 dientes	CORREIDALE	8		
26	13-1679	Macho	2 dientes	CORREIDALE	88		

Anexo 8. Registro de muestreo del mes de octubre de 2015 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco

Identificación	Sexo	EDAD	RAZA	HPG	<i>Trichuris</i>	<i>Nematodirus</i>
11-1942	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	8		
13-1636	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	32		
13-1691	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	24		
13-1685	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
13-1695	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
2233	Macho	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
Dani	Macho	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
13-1682	Macho	Dientes de leche	CORREIDALE	96		
13-1689	Macho	2 dientes	CORREIDALE	0		
13-1677	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
13-1644	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
14901	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
RH247	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	88		
13-1684	Hembra	2 dientes	CORREIDALE	0		
13-1672	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	16		
13-1694	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
13-1690	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
13-3384	Hembra	BOCA LLENA	CORREIDALE	0		
13-1678	Macho	2 dientes	CORREIDALE	0		
13-1686	Macho	2 dientes	CORREIDALE	0		
13-1687	Macho	2 dientes	CORREIDALE	0		
13-1676	Macho	2 dientes	CORREIDALE	0		
13-1679	Macho	2 dientes	CORREIDALE	96		

Anexo 9. Registro de muestreo del mes de noviembre de 2015 en ovinos de plantel de San Pedro de Racco

Codigo	Especie	Identificación	Raza	Edad	Sexo	HPG	Nematodirus	Trichuris
1	Ovino	9AP166	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
2	Ovino	9AP180	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16		
3	Ovino	13-5614	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16		
4	Ovino	13-656	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
5	Ovino	8C532	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
6	Ovino	8AP102	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
7	Ovino	8Y982	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	576		8
8	Ovino	10AD204	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	80		
9	Ovino	11-2256	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	32		
10	Ovino	2Y-802	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
11	Ovino	8AP-14	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	40		
12	Ovino	10AP226	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
13	Ovino	13-5610	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	40		
14	Ovino	10Y228	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
15	Ovino	13-5688	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
16	Ovino	7Y-832	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
17	Ovino	8AP112	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
18	Ovino	9AP186	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16		
19	Ovino	3Y-914	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
20	Ovino	13-5692	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
21	Ovino	3Y-850	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16		
22	Ovino	3Y866	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
23	Ovino	13-692	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
24	Ovino	10AP208	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	80		
25	Ovino	9C632	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	24		
26	Ovino	8Y900	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
27	Ovino	9Y30	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	64		
28	Ovino	3Y842	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
29	Ovino	13-5690	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
30	Ovino	3Y-860	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
31	Ovino	9C618	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
32	Ovino	13-5670	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
33	Ovino	10Y224	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
34	Ovino	3Y846	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
35	Ovino	9YAE16	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
36	Ovino	9Y56	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
37	Ovino	3Y928	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	88		
38	Ovino	8AP16	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
39	Ovino	10AP202	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
40	Ovino	9AP156	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
41	Ovino	13-5632	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
42	Ovino	11-1326	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
43	Ovino	10-214	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16		
44	Ovino	3Y900	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	176		
45	Ovino	8Y946	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
46	Ovino	8AP10	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
47	Ovino	10AP64	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	24		
48	Ovino	2Y812	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
49	Ovino	A4	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
50	Ovino	3Y844	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
51	Ovino	13-5660	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16		
52	Ovino	8AP122	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16		
53	Ovino	3Y-922	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	32		
54	Ovino	11-1330	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	56	8	
55	Ovino	11-1340	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
56	Ovino	3Y-882	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
57	Ovino	3Y-870	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	128		8
58	Ovino	11-1346	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
59	Ovino	8AP104	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
60	Ovino	3Y864	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	472		32
61	Ovino	8Y76	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16		
62	Ovino	11-1352	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
63	Ovino	A-14	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16		
64	Ovino	13-5612	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
65	Ovino	3Y836	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
66	Ovino	13-5680	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	24		
67	Ovino	3Y874	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	64		8
68	Ovino	11-2284	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	80		
69	Ovino	11-1224	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
70	Ovino	3Y912	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	152		
71	Ovino	10Y234	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
72	Ovino	2Y800	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
73	Ovino	9AP188	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	296		
74	Ovino	11-1310	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
75	Ovino	8AP142	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	80		
76	Ovino	3Y830	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	24		
77	Ovino	8AP100	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	24		
78	Ovino	13-5652	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
79	Ovino	13-5700	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
80	Ovino	13-690	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	32		
81	Ovino	11-1302	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	80		
82	Ovino	3Y920	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	328		
83	Ovino	10Y248	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8		
84	Ovino	3Y832	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
85	Ovino	11-1332	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
86	Ovino	3Y884	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	48		8
87	Ovino	3	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	24		
88	Ovino	2Y804	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16		
89	Ovino	9Y14	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	240		
90	Ovino	9Y94	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	104		
91	Ovino	3Y820	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
92	Ovino	10Y234	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
93	Ovino	3Y890	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	48		
94	Ovino	5C206	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16		
95	Ovino	3Y904	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
96	Ovino	3Y834	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
97	Ovino	9YAE06	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
98	Ovino	13-5696	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0		
99	Ovino	13Y862	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	72		
100	Ovino	3Y895	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	136	8	8

Anexo 10. Registro de muestreo del mes de abril de 2015 en ovinos de plantel de Yurajhuanca

CODIGO	ESPECIE	IDENTIFICACIÓN	RAZA	EDAD	SEXO	HPG	Trichuris
1	OVINO	s/n	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
2	OVINO	4y014	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
3	OVINO	4y024	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
4	OVINO	4y010	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
5	OVINO	4y032	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	24	
6	OVINO	s/n	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
7	OVINO	4y 022	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
8	OVINO	4y008	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
9	OVINO	s/n	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
10	OVINO	4y023	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	8	
11	OVINO	s/n	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
12	OVINO	4y033	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
13	OVINO	4y042	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
14	OVINO	4y028	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
15	OVINO	4y034	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
16	OVINO	4y018	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
17	OVINO	s/n	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	8
18	OVINO	4y030	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	40	8
19	OVINO	4y040	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
20	OVINO	4y004	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
21	OVINO	4y026	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
22	OVINO	4y055	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
23	OVINO	4y059	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	8
24	OVINO	4y025	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
25	OVINO	s/n	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
26	OVINO	4y063	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	16	
27	OVINO	4y021	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
28	OVINO	s/n	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
29	OVINO	s/n	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	24	
30	OVINO	4y011	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	16	
31	OVINO	4y009	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	8	
32	OVINO	s/n	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
33	OVINO	4y015	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
34	OVINO	4y041	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	8
35	OVINO	4y057	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
36	OVINO	4y031	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
37	OVINO	4y043	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
38	OVINO	4y027	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
39	OVINO	4y033	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
40	OVINO	s/n	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
41	OVINO	4y017	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
42	OVINO	4y037	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	8
43	OVINO	s/n	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
44	OVINO	4y051	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
45	OVINO	4y047	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	8
46	OVINO	4y049	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	8	
47	OVINO	4y013	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	16	
48	OVINO	3y824	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
49	OVINO	13-5664	Correidale	Borreguilla	HEMBRA	0	
50	OVINO	3y860	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
51	OVINO	3y834	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
52	OVINO	8AP110	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
53	OVINO	3y828	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
54	OVINO	3y870	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8	
55	OVINO	13-690	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
56	OVINO	13-5620	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
57	OVINO	11-1332	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
58	OVINO	3y836	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
59	OVINO	13-698	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	8
60	OVINO	11-1346	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
61	OVINO	2y806	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
62	OVINO	3y914	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
63	OVINO	3	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
64	OVINO	3y904	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
65	OVINO	9c618	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
66	OVINO	nov-52	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8	
67	OVINO	3y842	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
68	OVINO	13-692	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
69	OVINO	10AP214	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
70	OVINO	13-5663	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	40	8
71	OVINO	3y846	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
72	OVINO	7y846	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
73	OVINO	9yAC16	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
74	OVINO	8AP104	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
75	OVINO	2y804	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8	
76	OVINO	11-2256	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
77	OVINO	c5206	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
78	OVINO	3(2)	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
79	OVINO	0y248	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
80	OVINO	8AP106	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
81	OVINO	10Y176	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
82	OVINO	8Y950	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
83	OVINO	13-5614	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
84	OVINO	13-5700	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
85	OVINO	11-1312	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
86	OVINO	8AP130	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
87	OVINO	2Y812	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
88	OVINO	10AP208	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
89	OVINO	13-5677	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
90	OVINO	10AP210	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8	
91	OVINO	10AP226	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
92	OVINO	10AP202	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
93	OVINO	10AP56	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
94	OVINO	9Y 76	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	8	
95	OVINO	9C632	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16	
96	OVINO	10Y230	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
97	OVINO	a25	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
98	OVINO	8y952	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
99	OVINO	a37	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
100	OVINO	3y850	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16	
101	OVINO	13-5652	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
102	OVINO	8y906	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
103	OVINO	8AP08	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
104	OVINO	11-1306	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
105	OVINO	7y816	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	0	
106	OVINO	3y844	Correidale	BOCA LLENA	HEMBRA	16	

Anexo 11. Registro de muestreo del mes de julio de 2015 en ovinos de plantel de Yurajhuanca

ESPECIE	IDENTIFICACION	RAZA	EDAD	SEXO	HPG
1	13-5616	CORREIDALE	BOCA LLENA	H	0
2	8AP08	CORREIDALE	BOCA LLENA	H	0
3	3Y918	CORREIDALE	BOCA LLENA	H	16
4	34-834	CORREIDALE	BOCA LLENA	H	0
5	13-5684	CORREIDALE	BOCA LLENA	H	0
6	13Y-698	CORREIDALE	BOCA LLENA	H	0
7	13-692	CORREIDALE	BOCA LLENA	H	0
8	13-5664	CORREIDALE	BOCA LLENA	H	0
9	10AP56	CORREIDALE	BOCA LLENA	H	0

Anexo 12. Registro de muestreo del mes de setiembre de 2015 en ovinos de plantel de Yurajhuanca

CODIGO	ESPECIE	ID	RAZA	EDAD	SEXO	HPG	<i>Nematodirus</i>	<i>Trichuris</i>
1	Alpaca	16	Huacaya	Boca llena	Hembra	50		
2	Alpaca	775	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
3	Alpaca	11-1041	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0		
4	Alpaca	9-0164	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
5	Alpaca	76-08	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
6	Alpaca	10	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	50	
7	Alpaca	3R 024	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
8	Alpaca	3R 016	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		50
9	Alpaca	10-1066	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
10	Alpaca	9-0142	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
11	Alpaca	3R-056	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0		
12	Alpaca	2R004	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0		
13	Alpaca	3R-022	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
14	Alpaca	2R002	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0		
15	Alpaca	3R-014	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
16	Alpaca	R2-012	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0		
17	Alpaca	3R-008	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
18	Alpaca	170950	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
19	Alpaca	R2010	Huacaya	2 Dientes	Hembra	0		
20	Alpaca	3R-026	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
21	Alpaca	2R-002	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0		
22	Alpaca	9-0199	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
23	Alpaca	2R-016	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0		
24	Alpaca	9-0181	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
25	Alpaca	3R020	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		50
26	Alpaca	10-0059	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
27	Alpaca	2R010	Huacaya	4 Dientes	Hembra	150		
28	Alpaca	5	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
29	Alpaca	R1-014	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
30	Alpaca	70083	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
31	Alpaca	9-0167	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
32	Alpaca	3R-012	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
33	Alpaca	3R-002	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
34	Alpaca	3R-004	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0		
35	Alpaca	3R-018	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	100	
36	Alpaca	3R-010	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
37	Alpaca	2R-010	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0		100
38	Alpaca	9-0198	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
39	Alpaca	9-0182	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
40	Alpaca	13-1613	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		
41	Alpaca	13-1632	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	150	
42	Alpaca	13-1625	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		
43	Alpaca	13-1607	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		
44	Alpaca	13-1620	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
45	Alpaca	13-1653	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		
46	Alpaca	13-1627	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		50
47	Alpaca	13-1606	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
48	Alpaca	13-1601	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		
49	Alpaca	13-1637	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		
50	Alpaca	13-1649	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		250
51	Alpaca	13-1631	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		
52	Alpaca	13-1635	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		50
53	Alpaca	13-1615	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		
54	Alpaca	13-1658	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	50		50
55	Alpaca	13-1602	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		250
56	Alpaca	13-1624	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
57	Alpaca	13-1639	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		50
58	Alpaca	13-1612	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	50		
59	Alpaca	13-1609	Huacaya	Dientes de leche	Macho	50		
60	Alpaca	13-1611	Huacaya	Dientes de leche	Macho	0		
61	Alpaca	13-1630	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0		
62	Alpaca	R-1-022	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
63	Alpaca	R-0-004	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
64	Alpaca	10-1024	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
65	Alpaca	10-1041	Huacaya	Boca llena	Hembra	0		
66	Alpaca	9-0202	Huacaya	Boca llena	Hembra	50		
67	Alpaca	R 0004	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0		

Anexo 13. Registro de muestreo del mes de agosto de 2014 en alpacas de plantel de San Pedro de Racco

CODIGO	IDENTIFICACION	LOCALIDAD	RAZA	EDAD	SEXO	HPG	<i>Nematodirus</i>	<i>Trichuris</i>
1	198	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
2	10-1024	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	100	0	0
3	11-1002	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
4	11-1059	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
5	11-1072	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
6	11-1100	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
7	2R-008	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
8	2R-010	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
9	2R-014	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	0	0	0
10	2R-016	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
11	3R-002	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
12	3R-004	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
13	3R-008	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	50	0	0
14	3R-012	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
15	3R-016	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
16	3R-020	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
17	3R-052	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	0	0	0
18	3R-054	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	100	0	0
19	3R-060	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	50	0	0
20	3R-066	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	0	0	0
21	3R-068	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
22	3R-070	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
23	3R-076	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	50
24	3R-082	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	0	0	0
25	3R-162	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	0	0	0
26	64-08	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
27	76-08	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
28	9-0145	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
29	9-0148	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
30	9-0161	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
31	9-0181	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
32	9-0182	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
33	9-0198	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
34	9-0202	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	50	0	0
35	R-0-002	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
36	R-1-014	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
37	R-2-008	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
38	R-2-014	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
39	R-9-002	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
40	Y-51468	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	50	0
41	Y-51469	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
42	Y-70150	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	50	0	0

Anexo 14. Registro de muestreo del mes de enero de 2015 en alpacas de plantel de San Pedro de Racco

CODIGO	IDENTIFICACION	LOCALIDAD	RAZA	EDAD	SEXO	HPG	Nematodirus	Trichuris
1	10-0059	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
2	11-1072	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
3	2R-002	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
4	2R-014	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	0	0	0
5	3R-002	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
6	3R-018	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
7	3R-020	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
8	3R-026	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
9	3R-054	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	0	0	0
10	3R-060	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	0	0	0
11	3R-068	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
12	3R-070	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
13	3R-076	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
14	3R-082	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	0	0	0
15	3R-162	Racco	Huacaya	2 Dientes	Hembra	0	0	0
16	4R-004	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
17	4R-008	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
18	4R-010	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	50	0	0
19	4R-014	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
20	4R-016	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
21	4R-024	Racco	Huacaya	Dientes de leche	Hembra	0	0	0
22	9-0161	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
23	9-0202	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
24	R-0-004	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
25	R-0-04	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
26	R-1-008	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
27	R-1-012	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
28	R-1-014	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
29	R-1-024	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
30	R-2-002	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
31	R-2-006	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
32	R-2-008	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
33	R-2-014	Racco	Huacaya	4 Dientes	Hembra	0	0	0
34	R-9-002	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0
35	Y-51468	Racco	Huacaya	Boca llena	Hembra	0	0	0

Anexo 15. Registro de muestreo del mes de octubre de 2015 en alpacas de plantel de San Pedro de Racco

Codigo	Identificacion	Raza	Sexo	Edad	HPG	Nematodirus	Trichuris	Cooperia
R1	5R 006	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0		8	
R2	5R 076	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0	8		8
R3	5R 078	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8	8		
R4	5R 020	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8			
R5	5R 052	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8			
R6	5R 067	Huacaya	Hembra	Diente de leche	16			
R7	5R 069	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R8	5R 048	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0	8		
R9	5R 068	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R10	5R 092	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R11	5R 082	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8	8	8	
R12	5R 008	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8			
R13	5R 060	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0	24	16	
R14	5R 089	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R15	5R 074	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0		8	
R16	5R 088	Huacaya	Hembra	Diente de leche	24			
R17	5R 073	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0	16	16	
R18	5R 026	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8	8		
R19	5R 062	Huacaya	Hembra	Diente de leche	16	16	8	
R20	5R 076	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8			
R21	5R 022	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0		8	
R22	5R 063	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R23	5R 014	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8		8	
R24	5R 046	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0		16	
R25	5R 072	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R26	5R 64	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R27	5R 016	Huacaya	Hembra	Diente de leche	16	16	8	
R28	5R 066	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0		24	
R29	5R 038	Huacaya	Hembra	Diente de leche	16	8		
R30	5R 100	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R31	5R 096	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0		8	8
R32	5R 040	Huacaya	Hembra	Diente de leche	16			
R33	5R 004	Huacaya	Hembra	Diente de leche	16	8		
R34	5R 080	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8			
R35	5R 012	Huacaya	Hembra	Diente de leche	16			
R36	5R 079	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8		24	
R37	5R 098	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R38	5R 084	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0	24	16	
R39	5R 032	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R40	5R 070	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R41	5R 075	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0	8	8	8
R42	5R 018	Huacaya	Hembra	Diente de leche	16	8		
R43	5R 071	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8	8	8	
R44	5R 044	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0	8		
R45	5R 081	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8	8	8	
R46	5R 010	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8	8		
R47	5R 077	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R48	5R 002	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0			
R49	5R 083	Huacaya	Hembra	Diente de leche	8			
R50	5R 094	Huacaya	Hembra	Diente de leche	0	32	8	

Anexo 16. Registro de muestreo del mes de enero de 2016 en alpacas de plantel de San Pedro de Racco

CODIGO	LOCALIDAD	IDENTIFICACIÓN	SEXO	EDAD	HPG	<i>Nematodirus</i>	<i>Trichuris</i>	<i>Lamanema</i>
1	Racco	5R 006	Hembra	Diente de leche	8			
2	Racco	5R 076	Hembra	Diente de leche	24			
4	Racco	5R 020	Hembra	Diente de leche	0		8	
5	Racco	5R 052	Hembra	Diente de leche	8			
13	Racco	5R 060	Hembra	Diente de leche	0			8
31	Racco	5R 096	Hembra	Diente de leche	64			8
33	Racco	5R 004	Hembra	Diente de leche	0			
38	Racco	5R 084	Hembra	Diente de leche	24			
42	Racco	5R 018	Hembra	Diente de leche	24	24		
46	Racco	5R 010	Hembra	Diente de leche	48		16	
47	Racco	5R 077	Hembra	Diente de leche	8	8		
49	Racco	5R 083	Hembra	Diente de leche	16		8	
51	Racco	R1006	Hembra	Diente de leche	0			
52	Racco	3R096	Hembra	Diente de leche	16	32	16	
53	Racco	3R011	Hembra	Diente de leche	8	8		
54	Racco	5R034	Hembra	Diente de leche	32			
55	Racco	3R116	Hembra	Diente de leche	0		24	
56	Racco	5R010	Hembra	Diente de leche	0	24		
57	Racco	5R048	Hembra	Diente de leche	0	24		
58	Racco	5R086	Hembra	Diente de leche	56	8	8	
59	Racco	5R091	Hembra	Diente de leche	96			

Anexo 17. Registro de muestreo del mes de abril de 2016 en alpacas de plantel de San Pedro de Racco

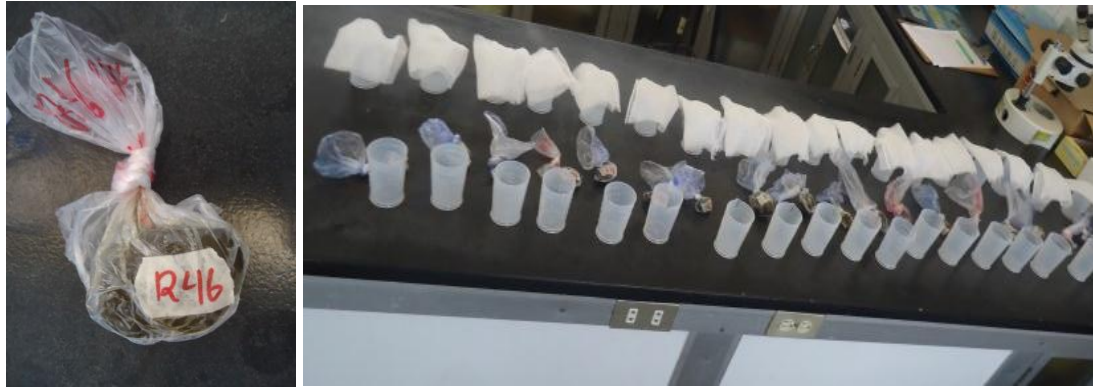
REGISTRO FOTOGRÁFICO



Fotografía 1. Identificación de animales en el muestreo coproparasitológico



Fotografía 2. Extracción de las muestras coproparasitológicas



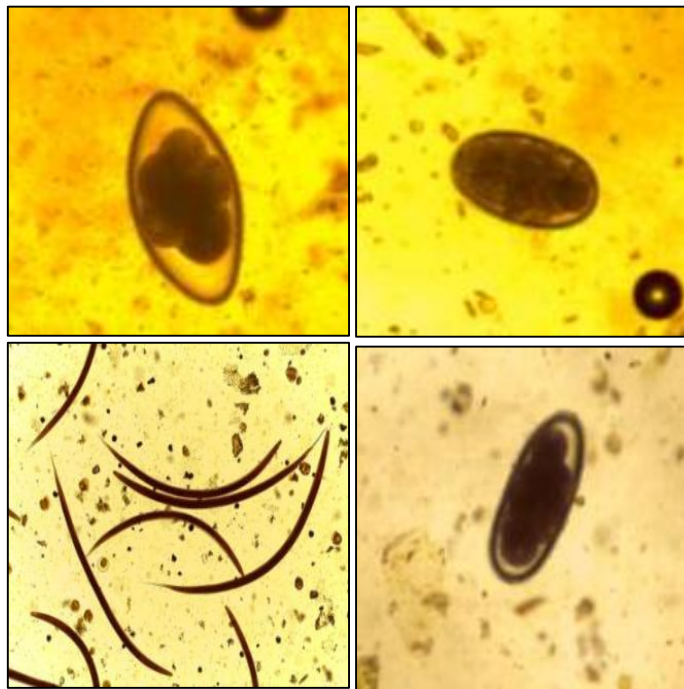
Fotografía 3. Análisis coproparasitológico mediante la técnica de McMaster



Fotografía 4. Muestra coproparasitológica y solución de sal y azúcar siendo mezcladas mediante la técnica de McMaster



Fotografía 5. Observación microscópica de huevos de nematodos de tipo HTS



Fotografía 6. Diferentes tipos de estadios de nematodos gastrointestinales. A) Huevo de *Nematodirus* sp., B) Huevo HTS, C) Larvas de tercer estadio de nematodos, D) Huevo de *Lamanema chavezii*



Fotografía 7. Procesamiento de coprocultivo para la obtención de larvas de tercer estadio de nematodos