



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS

CARRERA DE ZOOTECNIA

“ESTUDIO PARASITARIO EN DEFECADEROS DE VICUÑAS (*Vicugna vicugna*) EN LA RESERVA DE PRODUCCIÓN DE FAUNA CHIMBORAZO”

TRABAJO DE TITULACIÓN

Previa a la obtención del título de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR

BYRON MARCELO CHACAGUASAY CEPEDA

RIOBAMBA - ECUADOR

2016

Este Trabajo de Titulación fue aprobado por el siguiente Tribunal

Dra. Vanessa del Rosario Herrera Yunga
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

Dr. Antonio José Morales de la Nuez, Ph.D.
DIRECTOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Dr. Noé Francisco Rodríguez González, Ph.D.
ASESOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Riobamba, 9 de Diciembre 2016.

DECLARACIÓN DE AUTENTICIDAD

Yo, Byron Marcelo Chacaguasay Cepeda, declaro que el presente trabajo de titulación es mi autoría y que los resultados del mismo son auténticos y originales. Los textos constantes en el documento que provienen de otra fuente están debidamente citados y referenciados.

Como autor, asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este trabajo de titulación.

Riobamba, 09 de diciembre de 2016

Chacaguasay Cepeda Byron Marcelo

C.I. 0604470740

DEDICATORIA

Quiero dedicar este trabajo investigativo a todas las personas que me brindaron su apoyo incondicional, en todo el proceso de mi formación académica. En especial a mi Padre José Toribio Chacaguasay Gusniay (+), quien con un gran esfuerzo me motivo seguir esta carrera.

Byron Marcelo

AGRADECIMIENTO

A Dios Todopoderoso, quien ha sido mi fortaleza, inspiración y perseverancia en mis momentos de tristeza y alegría.

A mi madre Micaela, quien con su sacrificio a pesar de las adversidades supo brindarme su apoyo incansablemente para llegar a tener esta feliz culminación de mis estudios.

A Paulina, que me extendió su mano en mi proceso de formación académica a pesar de todas las circunstancias suscitadas.

A Noé, Antonio y Maritza, mis mentores para terminar este trabajo y mi carrera.

A toda mi familia, mis amigos, compañeros quienes estuvieron allí cuando los necesite.

A la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, FCP, EIZ. Una institución que durante este trayecto de mi vida me acogió como a un hijo instruyéndome en el camino del saber, así como a los docentes quienes con su dedicación nos impartió los conocimientos necesarios para la formarme como profesional.

Byron Marcelo

CONTENIDO

	Pág.
Resumen	v
Abstract	vi
Lista de Cuadros	vii
Lista de Gráficos	viii
I. <u>INTRODUCCIÓN</u>	1
II. <u>REVISIÓN DE LITERATURA</u>	3
A. VICUÑAS EN ECUADOR	3
B. PARASITOLOGÍA EN VICUÑAS	4
1. <u>Etiología de las parasitosis gastrointestinales y pulmonares en vicuñas</u>	4
2. <u>Ciclos parasitarios y aspectos epidemiológicos de interés acerca de la parasitosis gastrointestinales y pulmonares en vicuñas</u>	9
3. <u>Descripción clínica de parasitosis gastrointestinales y pulmonares en vicuñas.</u>	16
4. <u>Medidas de control en la prevención de parásitos gastrointestinales y pulmonares en vicuñas</u>	19
III. <u>MATERIALES Y MÉTODOS</u>	22
A. LOCALIZACIÓN Y DURACIÓN DEL EXPERIMENTO	22
B. UNIDADES EXPERIMENTALES	23
C. MATERIALES, EQUIPOS E INSTALACIONES	23
1. <u>Materiales</u>	23
2. <u>Equipos</u>	24
3. <u>Instalaciones</u>	24
D. TRATAMIENTOS Y DISEÑO EXPERIMENTAL	24
E. MEDICIONES EXPERIMENTALES	25
F. ANÁLISIS ESTADÍSTICOS Y PRUEBAS DE SIGNIFICANCIA	25

G. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL	26
1. <u>Recolección de las muestras</u>	26
2. <u>Análisis coproparasitario</u>	27
3. <u>Análisis estadístico</u>	27
H. METODOLOGÍA DE EVALUACIÓN	27
1. <u>Técnica de flotación</u>	27
2. <u>Técnica de sedimentación</u>	28
3. <u>Técnica de Baerman</u>	29
4. <u>Técnica de McMaster</u>	30
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES	32
A. ELEMENTOS DE DISEMINACIÓN PARASITARIOS EN DEFECADEROS DE VICUÑAS DE LA RPFCh POR ZONAS	32
1. <u>Prevalencia de elementos de diseminación en defecaderos de acuerdo a las diferentes zonas</u>	32
2. <u>Efecto de la zona sobre la carga de ooquistes de <i>Eimeria</i> spp y de huevos de helmintos gastrointestinales</u>	33
3. <u>Efecto de la interacción de la zona y altura sobre la carga de ooquistes de <i>Eimeria</i> spp. y huevos de helmintos gastrointestinales</u>	35
4. <u>Efecto de la interacción zona y área del defecadero sobre la carga de ooquistes de <i>Eimeria</i> spp. y de huevos de helmintos gastrointestinales</u>	37
B. ELEMENTOS DE DISEMINACIÓN PARASITARIOS EN DEFECADEROS DE VICUÑAS DE LA RPFCh POR ECOSISTEMAS	38
1. <u>Prevalencia de elementos de diseminación parasitarios en defecaderos de acuerdo a los diferentes ecosistemas</u>	38
2. <u>Efecto del ecosistema sobre la carga de ooquistes de <i>Eimeria</i> spp y de huevos de helmintos gastrointestinales</u>	39
3. <u>Efecto de la interacción del ecosistema y altura sobre la carga de ooquistes de <i>Eimeria</i> spp. y de huevos de helmintos gastrointestinales</u>	40

4.	<u>Efecto de la interacción del ecosistema y área del defecadero sobre la carga de ooquistes de <i>Eimeria</i> spp. y de huevos helmintos gastrointestinales</u>	43
V.	<u>CONCLUSIONES</u>	44
VI.	<u>RECOMENDACIONES</u>	45
VII.	<u>LITERATURA CITADA</u>	46

RESUMEN

Se muestrearon heces de 199 defecaderos de vicuñas entre noviembre 2015 febrero 2016 en tres zonas de la RPFCh (Arenal, Sinche y Mechahuasca). Se registraron altitudes, áreas de los defecaderos y ecosistemas a los que pertenecían. El objetivo del trabajo fue realizar una aproximación a las parasitosis presentes en los animales. Se evaluó la presencia y carga de ooquistes de *Eimeria* spp., huevos de helmintos gastrointestinales y huevos de *Fasciola* spp. Presentaron ooquistes un 69,85 % y huevos de helmintos gastrointestinales un 68,84 % de los defecaderos; no se evidenció presencia de huevos de *Fasciola* spp. La zona del Arenal presentó la carga de ooquistes más baja (127,9 pgh), seguida del Sinche (174,6 pgh) y Mechahuasca (323,7 pgh). En relación a los huevos de helmintos gastrointestinales, la zona del Arenal presentó aproximadamente una carga 2,5 veces menor que la del Sinche y Mechahuasca. En cuanto al ecosistema, las cargas parasitarias fueron mayores en el Herbazal húmedo montano alto superior de páramo (HHMASP), y herbazal inundable montano alto y montano alto superior de páramo (HIMAP), correspondiendo este último a los comúnmente conocidos como bofedales. Las mayores cargas de estos elementos de diseminación parasitarios correspondieron tanto a las zonas como a los ecosistemas de mayor humedad, no atribuyéndose efectos a la altitud. No se estableció de forma general un efecto de la interacción ni de la zona ni el ecosistema con área del defecadero ($> 4,5 \text{ m}^2$ y $< 4,5 \text{ m}^2$) sobre la carga de ooquistes de *Eimeria* spp. y huevos de helmintos gastrointestinales.

ABSTRACT

Feces from 199 vicuña's dung piles were sampled, between November 2015 February 2016, at three zones of the RPFCh (Arenal, Sinche and Mechahuasca). Altitudes, areas of dung piles and ecosystems to which they belong were recorded. The objective of the work was to make an approximation to the parasitosis present in the animals. The presence and counting of *Eimeria* spp. oocysts, gastrointestinal helminths eggs and *Fasciola* spp. eggs. The 69,85 % and 68,84 % of dung piles presented Oocysts and gastrointestinal helminthes eggs, respectively; it was not evidenced the presence of *Fasciola* spp. The Arenal area had the lowest oocyst count (127,0 pgh), followed by Sinche (174,6 pgh) and Mechahuasca (323,7 pgh). In relation to the gastrointestinal helminths eggs, the Arenal area presented approximately 2,5 times less count than the Sinche and Mechahuasca. With regard to the ecosystem, the parasitic counts were higher in the upper montane humid grassland (HHMASP), and high upper montane and upper montane flooded grassland (HIMAP), the latter corresponding to those commonly known as "bofedales". The highest counts of parasitic dissemination elements corresponded to both the zones and the ecosystems with the highest humidity, and no altitudinal effects were found. There was no effect on the interaction of either the zone or the ecosystem with dung piles's areas (>4,5 m² and <4,5 m²) on the *Eimeria* spp. oocyst and gastrointestinal helminths eggs counts.

LISTA DE CUADROS

Nº		Pág.
1.	MEDIDAS Y CARACTERÍSTICAS DE OOQUISTES DE <i>EIMERIA</i> SPP. ENCONTRADOS EN CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS.	5
2.	PERÍODO PRE-PATENTE DE LOS PRINCIPALES NEMATODOS GASTROINTESTINALES EN CAMÉLIDOS.	13
3.	DIFERENTES OPCIONES TERAPÉUTICAS Y PROFILÁCTICAS FRENTE A INFESTACIONES PROTOZOARIAS.	20
4.	DOSIS Y VÍA DE APLICACIÓN CONTRA LOS HELMINTOS GASTROINTESTINALES EN CAMELIDOS SUDAMERICANOS.	21
5.	PREVALENCIA DE ELEMENTOS DE DISEMINACIÓN PARASITARIOS EN DIFERENTES ZONAS DE LA RPFCh.	33
6.	EFECTO DE LA ZONA SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE <i>Eimeria</i> spp. Y DE HUEVOS DE HELMINTOS GASTROINTESTINALES.	34
7.	EFECTO DE LA INTERACCIÓN ENTRE LA ZONA Y ALTURA SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE <i>Eimeria</i> spp. Y DE HUEVOS DE HELMINTOS GASTROINTESTINALES.	36
8.	EFECTO DE LA INTERACCION DE LA ZONA Y AREA DEL DEFECADERO SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE <i>Eimeria</i> spp. Y HUEVOS DE GASTROINTESTINALES.	37
9.	PREVALENCIA DE ELEMENTOS DE DISEMINACIÓN PARASITARIOS EN DIFERENTES ECOSISTEMAS DE LA RPFCh.	39
10.	EFECTO DEL ECOSISTEMA SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE <i>Eimeria</i> spp Y HUEVOS GASTROINTESTINALES.	40
11.	EFECTO DE LA INTERACCION DEL ECOSISTEMA Y. ALTURA SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE <i>Eimeria</i> spp. Y DE HUEVOS DE HELMINTOS GASTROINTESTINALES.	42
12.	EFECTO DE LA INTERACCIÓN DEL ECOSISTEMA Y ÁREA DEL DEFECADERO SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE <i>Eimeria</i> spp. Y DE HUEVOS DE HELMINTOS GASTROINTESTINALES.	43

LISTA DE GRÁFICOS

Nº		Pág.
1.	Ciclo biológico de <i>Eimeria</i> spp.	9
2.	Ciclo biológico de nematodos gastrointestinales en camélidos sudamericanos.	13
3.	Esquema del ciclo biológico de los cestodos en camélidos.	14
4.	Ciclo biológico de la <i>F. hepática</i> .	16
6.	Recolección de heces en los defecaderos de vicuña.	27
7.	Evaluación de las técnicas de flotación y sedimentación, a través de la observación de elementos de diseminación con microscopio óptico.	28
8.	Centrifugación para la técnica de sedimentación.	29
9.	Equipo de Baerman, en reposo por 24 horas.	30
10.	Zona de Mechahuasca, con presencia de bofedales.	35
11.	Defecaderos muestreados en ecosistemas de bofedales.	41

I. INTRODUCCIÓN

Los camélidos sudamericanos (CSA) son especies de gran importancia cultural en los países del ámbito andino, teniendo un papel destacable en la provisión de alimentos, fibras y trabajo, y en la conservación de los ecosistemas que habitan. En Chile, Perú, Argentina y Bolivia no solo se explotan las especies domésticas, sino que también se han dedicado al aprovechamiento de la vicuña. Este animal silvestre se impone por su excelente calidad de fibra con respecto a otras especies como la llama, alpaca y ovino. Según la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN), existe una población de vicuñas a nivel mundial por encima de los 400.000 ejemplares, con tendencia al crecimiento poblacional (IUCN, 2010).

En Ecuador la explotación y aprovechamiento de los CSA en general es escaso, y no se cuenta con suficiente información, aunque existen actualmente iniciativas de fomento. En el caso de las vicuñas ecuatorianas a día de hoy son manejadas por el Ministerio del Ambiente (MAE); la mayor parte se encuentra en la Reserva de Producción de Fauna Chimborazo (RPFCh). La introducción de este camélido silvestre en el país inició en 1988 con la importación de 377 animales procedentes de Perú, Bolivia y Chile; la población actual de acuerdo al censo realizado en 2016 es de 7185 ejemplares (Morales-delaNuez, A. y Rodríguez, N.F., datos sin publicar).

Las vicuñas en Ecuador suponen un potencial para el desarrollo de las comunidades asentadas alrededor de la RPFCh; en el año 2013 fueron transferidas del apéndice I al II de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres, conocido como CITES por sus siglas en inglés. Esta nueva situación permite el aprovechamiento de la fibra de este animal, razón por la cual actualmente se están desarrollando proyectos y trabajos de investigación para generar información y estrategias para optimizar el aprovechamiento de la misma.

Para lograr obtener una producción de las vicuñas bajo parámetros de sostenibilidad se deben tomar en cuenta varios aspectos, donde destaca de forma

muy importante lo sanitario. Desde la introducción de vicuñas en los años ochenta a Ecuador no existe información al respecto, razón por la cual en la actualidad se demandan estudios direccionados al conocimiento de esta parte. En países donde también existen vicuñas y se recolecta su fibra, se ha reportado la presencia de ácaros, protozoos, nematodos gastrointestinales y pulmonares, parásitos que afectan el normal proceso de vida de las vicuñas, incluso conduciendo a la muerte. Hay que destacar que dado que son animales que viven en estado silvestre no reciben normalmente ningún tratamiento antiparasitario preventivo.

Aspectos como la prevalencia e incidencia de las parasitosis se convierten en factores relevantes que afectan a la normal producción y reproducción de esta especie. Estos factores podrían verse influenciados por la etología de este camélido, con respecto a la epidemiología observada en otras especies de interés zootécnico, pudiéndose presentar diferencias en los ciclos parasitarios. En este sentido, las vicuñas se acercan a defecar en puntos concretos conocidos como bostaderos donde se acumulan heces, marcando estos lugares los límites territoriales de los grupos familiares.

Con estos antecedentes, se plantea el presente trabajo de investigación direccionado a la descripción y cuantificación de elementos de diseminación parasitaria encontrados en defecaderos o bostaderos de la RPFCh, razón por la cual se plantea como objetivo general evaluar la presencia de elementos de diseminación parasitaria en defecaderos de vicuñas en la Reserva de Producción de Fauna Chimborazo (RPFCh).

Al objetivo general mencionado lo complementan los siguientes objetivos específicos:

- Identificar la presencia de elementos de diseminación parasitaria en los defecaderos de vicuñas.
- Cuantificar los elementos de diseminación de los diferentes parásitos encontrados en los defecaderos de vicuñas.
- Generar información y contribuir con los resultados para la realización de planes de manejo sanitario de las vicuñas.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

A. VICUÑAS EN ECUADOR

Las vicuñas son herbívoros silvestres que tienen la mayor distribución en los países andinos; pertenecen a la familia Camelidae, la cual engloba a algunas especies que presenta como característica significativa el apoyo sobre almohadilla y no sobre pezuña (Wheeler, J. 2012; Arzamendia, Y. *et al.*, 2012; SADS. 2006). Quispe, E. *et al.*, (2009), indican que existen dos subespecies de vicuñas: *Vicugna vicugna mensalis* y *Vicugna vicugna vicugna*, la primera de color más oscuro que la primera y presentando mechón de pelos color blanco pronunciado en el pecho; la segunda subespecie no presenta dicho mechón en el pecho a modo de babero.

En Ecuador, con respecto a vicuñas no se han encontrado restos paleontológicos, lo que hace pensar que en este país nunca existió este camélido, a diferencia del resto de países andinos donde sí se han reportado restos fósiles de vicuñas (Wheeler, J. 2012). La existencia de vicuñas en Ecuador actualmente se da gracias al proyecto de reintroducción de la vicuña, que emprendió el gobierno en el año 1984. De este modo en 1988 llegan donados desde Perú y Chile los primeros 200 especímenes, para luego en 1993 sumarse 77 vicuñas procedentes de Bolivia, junto a 100 más traídas desde Perú donadas en su momento por el presidente Alberto Fujimori en 1999 (MAE, 2010).

Hoy en día en Ecuador las vicuñas se distribuyen en la región sierra central, específicamente en dos áreas; la primera en la comunidad de San José de Tipín (cantón Guamote, provincia de Chimborazo) y la otra en la Reserva de Producción de Fauna Chimborazo, extensión que se encuentra dentro del Sistema Nacional de Áreas Protegidas (SNAP) del Ecuador (Silva, L. 2014).

Después de la introducción de 377 vicuñas procedentes de los países vecinos que aportaron al fomento de esta especie no se han reintroducido más animales. En el último censo del 2016, la población de este camélido silvestre se estimó en 7185 ejemplares (Morales-delaNuez, A. y Rodríguez, N.F., datos sin publicar).

Según el Reglamento para el manejo y conservación de la vicuña en el Ecuador, establecido en el 2004, las vicuñas son patrimonio del estado y se podrán dar en custodia para su aprovechamiento a las comunidades locales. Por esta razón, junto al aumento poblacional considerable, en la Decimosexta Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) realizado en Bangkok (Tailandia) en marzo de 2013, el gobierno ecuatoriano presentó el Plan de Acción Nacional Para el Manejo y Conservación de la Vicuña en el Ecuador, lo cual permitió transferir las poblaciones de vicuña de Ecuador del Apéndice I al Apéndice II. A partir de este momento se permite el comercio internacional de la fibra de vicuñas vivas, y textiles elaborados a partir de la misma, bajo un control que permita un uso compatible con su supervivencia (CITES, 2013).

B. PARASITOLOGÍA EN VICUÑAS

En los restantes países andinos con mayor de población de vicuñas que en Ecuador, se reportan la existencia de parasitosis en esta especie. A continuación se presenta una revisión, que aborda diferentes aspectos de las parasitosis en este animal:

1. Etiología de las parasitosis gastrointestinales y pulmonares en vicuñas

a. Protozoos

Los protozoos son organismos unicelulares con variaciones de tamaño y forma, y del sinnúmero de protozoos existentes, un grupo pequeño es considerado como parasitario. De éstos muchos no afectan al huésped, aquellos que son patogénicos pueden causar enfermedades severas y devastadoras (Ballweber, L.R. 2001). De esta forma podemos citar a continuación los diferentes géneros y especies de protozoos que afectan la salud de la vicuña.

Eimeria spp.- Dentro de este género existen cinco especies descritas en vicuñas: *E. alpaca*, *E. lamae*, *E. punoensis*, *E. macusaniensis* y *E. ivitaensis* (Cafrune M.

et al., 2014). En alpacas se ha citado que *E. macusaniensis* se encuentra tanto en intestino delgado como grueso (ciego y colon ascendente) mientras que las restantes especies se limitan al intestino delgado; *E. ivitanesis* parasita las glándulas de las criptas intestinales junto con la *E. macusaniensis* (Palacios, C. *et al.*, 2004).

De acuerdo a Palacios, C. *et al.*, (2004), en base a estudios histológicos intestinales, las fases de reproducción asexual de *Eimeria* spp. presentaron unas medidas de 161.4 x 145 μm (esquizogonia) en las fases sexuales se observaron diferentes estadios de desarrollo para la macrogametogonia (macrogamonte joven con 25.8 x 25.8 μm ; casi maduro con 72.5 x 64.4 μm ; maduro con 17.5 μm de diámetro) y microgametogonia (inmaduro con 139.8 x 121.3 μm ; maduro 204.4 x 174.6 μm).

Con respecto a las medidas de los ooquistes de *Eimeria* spp. encontrados en camélidos sudamericanos, a continuación se presenta el cuadro 1 descrito por Fowler, M.E. (2010).

Cuadro 1. MEDIDAS Y CARACTERÍSTICAS DE OOQUISTES DE *Eimeria* spp. ENCONTRADOS EN CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS.

Especie	Tamaño de Ooquistes (μm)	Forma de Ooquiste	Micrópilo
<i>E. alpaca</i>	22-26x18-21	Elipsoidal	+
<i>E. lamae</i>	30-40x21-30	Ovoide a elipsoidal	+
<i>E. macusaniensis</i>	81-107x61-80	Ovoide	+
<i>E. punoensis</i>	17-22x14-18	Elipsoidal y oval	+
<i>E. ivitaensis</i>	28-37x18-22	Ovoide	-

Fuente: Fowler, M.E. (2010).

Así mismo, Palacios, C. *et al.*, (2004), determinó para el ooquiste de *E. macusaniensis* tiene un tamaño de 73 x 51.7 μm , en cuanto a *E. lamae* 28.8 x 22.5 μm y por último para *E. ivitaensis*, con una forma elipsoidal, llega a medir 58.3 x 45.9 μm .

Cabe resaltar la característica de especificidad que tienen los coccidios de los mamíferos, es decir no cabe la posibilidad de que existan infestaciones cruzadas. Por otra parte, todos los camélidos comparten las mismas especies de coccidios, debido a la estrecha relación genética que poseen entre ellas (McKenna, P.B. 2006).

Cryptosporidium spp.- Es un género que produce un cuadro clínico que se caracteriza por producir brotes de diarrea en neonatos y ocasionar una elevada morbilidad en los animales (de Graaf, D. *et al.*, 1999). Afecta tanto a rumiantes como a camélidos no destetados (OIE, 2008).

Se han validado 18 especies, de las cuales en mamíferos son patogénicas *C. parvum* y *C. andersoni*; para confirmar el diagnóstico se requiere identificación en el laboratorio, generalmente con diferentes métodos de tinción a través de frotis fecales concentrados o sin concentrar. Hay que tener en cuenta el carácter zoonótico de estas especies (OIE, 2008). Gómez-Couso, H. *et al.*, (2012), describieron en una muestra de heces de alpacas por primera vez la especie *Cryptosporidium ubiquitum*.

Cabe indicar que en la revisión bibliográfica realizada no se ha encontrado información sobre la afectación por *Cryptosporidium* spp. en vicuñas.

Giardia spp. - Afectan a un amplio espectro de hospedadores, más de 100 especies de mamíferos, y se considera una enfermedad zoonótica; el agua es un medio muy importante para su transmisión, donde pueden sobrevivir hasta tres meses a 4°C (Cid Vazquez, M.D. y Martín Espada, C, 2010). Se han encontrado infestación por *Giardia* spp. en CSA, presentando cuadros de heces líquidas y/o diarreas (Fowler, M.E. 2010). Se observan a veces coinfecciones de *Giardia* duodenalis y *Cryptosporidium* spp. (Gómez, H. *et al.*, 2012).

b. Nematodos

Se caracterizan por ser gusanos de sección circular, no segmentados, existiendo dentro de este grupo especies libres y parásitas. El cuerpo de los nematos es

filiforme-simétrico, y las hembras en ciertas especies poseen dilataciones corporales más o menos globosas. Tienen diversidad con respecto a tamaño, que puede ser de milímetros a metros de longitud (Simón, V. y Simón, M. 2001).

Los nematodos son los más numerosos y más perjudiciales de los parásitos que afectan a los camélidos, ubicándose la mayoría a nivel del tracto gastrointestinal. Sin embargo, también se ha descrito la presencia de nematodos en localizaciones pulmonares (*Dyctyocaulus* spp., *Angiostrongylus cantonensis* - para esta última especie se ha citado un caso en una alpaca como hospedador aberrante -), oculares (*Thelazia californiensis*) y a nivel del sistema nervioso central (*Parelaphostrongylus tenuis* - a nivel experimental -) (Fowler, M.E. 2010). En el caso de los nematodos pulmonares se han descrito las especies *D. vivipaurus* y *D. filaria* (Beldomenico, P.M. et al., 2003; Fowler, M.E. 2010).

Se han identificado especies de nematodos propios de los camélidos como son: *Graphinema aucheniae*, *Spiculopteragia peruviana*, *Camelostrogylus mentulatus*, *Nematodirus lamae*, y *Lamanema chavezi* (Pérez, C. et al., 2007).

c. Cestodos

Son parásitos aplanados dorsoventralmente en forma de cinta, con segmentos despigmentados. Poseen ambos sexos, es decir producen gametos masculinos y femeninos (hermafroditas). Llegan a medir de unos milímetros a varios metros de longitud, constan de escólex, cuello y estróbilo (Varcárcel, F. 2010).

De acuerdo a Fowler M.E. (2010), se han encontrado cestodos de las especies *Moniezia expansa*, *M. benedeni*, y *Thysaniezia* spp en camélidos a nivel gastrointestinal; en el caso de *Thysaniezia* spp. tienen escasa o ninguna significación clínica. Los cestodos del género *Moniezia* son adquiridos por los camélidos tras el consumo de forraje contaminado con ácaros (hospedadores intermediarios) apareciendo los adultos en el intestino delgado en un periodo de 37-40 días.

Los huevos de *Moniezia* spp. son característicos, ya que presentan una forma triangular, de cápsula gruesa refringente, con la oncosfera en su interior rodeada por el aparato piriforme; miden 50-60 μm . Con técnicas de laboratorio se pueden observar huevos de *M. benedeni* morfológicamente parecido a *M. expansa*, pero con una forma cuadrangular (Varcárcel, F. 2010). A su vez, se han descrito las especies de cestodos *Echinococcus granulosus*, *Taenia helicometa* y *T. hydatigena* en camélidos. En el caso de estos parásitos, los camélidos se comportan como hospedadores intermediarios y se desarrollan en los mismos formas larvarias a nivel visceral y/o peritoneal (Fowler, M.E. 2010).

d. Trematodos

A estos organismos también se les reconoce como duelas, son aplanados dorsoventralmente, presentan forma de hoja sin segmentar y están colocados taxonómicamente en el *phylum* Platyheminthes (García, I. *et al.*, 2008). *Fasciola hepática* es el referente de este grupo de trematodos que ocasionan grandes pérdidas económicas a los productores ganaderos, afectando a la salud animal de rumiantes domésticos, llegando afectar a otros animales herbívoros incluyéndose CSA, e incluso a omnívoros como el hombre (Samamé, L. *et al.*, 2016).

Los huevos son ovoides, pero además puede encontrarse de forma redondeada, su cáscara es relativamente gruesa y lisa. No poseen color, pero estar expuesto a la bilis y/o heces, pueden ser teñidos de color amarillento. De acuerdo a las diferentes especies, el grado de maduración del huevo va diferir al momento de salir al exterior, ya que en algunos casos están embrionados (Manga, M. 2001). En un estudio realizado en vicuñas en la Sierra Central de Perú se observaron huevos de *F. hepatica* con unas medidas promedio de $72.7 \pm 8.2 \mu\text{m}$ de ancho por $127.8 \pm 15.0 \mu\text{m}$ de largo (Samamé, L. *et al.*, 2016). De la misma forma Flores, B. *et al.* (2014), determinaron medidas de los huevos de *F. hepática* en otros CSA, no observándose diferencias en tamaño y forma (en llama $72 \times 126.7 \mu\text{m}$ y en alpaca $69.4 \times 127.6 \mu\text{m}$).

viéndose afectadas llamas (McKenna, PB. 2006). En Argentina Cafrune, M. *et al.* (2014), demostraron la presencia de las cinco especies de *Eimeria* en vicuñas, con una prevalencia mayor al 65% en el caso de *E. punoensis* y *E. alpaca* (tanto en adultos como en jóvenes) y *E. macusaniensis* (sólo en jóvenes); estos mismos autores observaron una prevalencia para *E. ivitaensis* menor al 2,3% (tanto en adultos como en jóvenes) y en el caso de *E. lamae* es superior al 18% (tanto en adultos como en jóvenes). Por otro lado, en un estudio llevado a cabo en Bolivia se detectaron en vicuñas las especies anteriores a excepción de *E. ivitaensis*; las prevalencias para *E. punoensis* y *E. alpaca* fueron muy altas (se evidenciaron en todos los individuos jóvenes muestreados) (Beltrán-Saavedra, L. *et al.*, 2011). De acuerdo a McKenna, PB. (2001) y Cafrune, M. *et al.*, (2014), la afección de *E. macusaniensis* se da con mayor frecuencia en animales jóvenes; sin embargo, Beltrán-Saavedra, L. *et al.*, (2011), no observó diferencias en la prevalencia entre jóvenes y adultos de vicuñas para esta especie de coccidio.

En vicuñas no existen estudios que indiquen cuál es la edad a partir de la cual se pueden adquirir estos parásitos. En el caso de llamas se han observado alta prevalencia de infestación por *E. macusaniensis* a los dos y tres meses de edad (McKenna, PB., 2001). En alpacas se han demostrado que las infecciones parasitarias de las crías empiezan a partir de la segunda semana y se incrementa con la edad (Pérez, C., *et al.*, 2007; Rodríguez, A. *et al.*, 2012). Whitehead, C. (2009), en su trabajo reporta que las crías de alpacas se afectan a partir del día 21.

Cryptosporidium spp.- El ciclo de vida de *Cryptosporidium spp.* es similar a *Eimeria spp.*, aunque los ooquistes en este caso son mucho más pequeños (4 a 4,5 μm), y esporulan en el interior del hospedador, razón por la cual son infectivos para otros animales inmediatamente que pasan a las heces. La autoinfestación es posible, y la transmisión se lleva a cabo a través de la comida y agua (Fowler, M.E. 2010). Este protozoo, al igual que *Eimeria spp.*, tiende a afectar a crías de CSA de edad temprana, provocando una alta morbilidad y mortalidad en animales recién nacidos (Gómez-Couso, H. *et al.* 2012; López, M. *et al.* 2009). *Cryptosporidium spp.* afecta en camélidos sudamericanos a partir del séptimo día de nacimiento (Whitehead, C. 2009). La prevalencia de esta enfermedad en los camélidos, es asociado a poca

disponibilidad de alimentos y hacinamiento en el momento de nacimiento de las crías (López, M. et al., 2009). *C. parvum* en alpacas muestra un período prepatente de 72-96 horas y un período patente 11-14 días (Rojas, M. 2008).

Giardia spp.- se ha podido determinar en casos de diarreas neonatales de alpacas. Mediante inmunofluorescencia directa y PCR, se han encontrado en estudios realizados en Perú, muestras positivas a este género protozoario con prevalencias por encima del 50 % en el caso de algunas explotaciones. Al igual que los otros protozoos ya mencionados, se presentan en animales jóvenes (a partir del día 7 de vida) y la prevalencia aumenta con la edad, llegando al 80 % a las 8 semanas de edad (Gómez-Couso, H. et al., 2012).

El ciclo biológico es directo y se transmite por vía fecal-oral, principalmente a través de alimentos y/o agua contaminados con quistes de *Giardia spp.* El período prepatente para este parásito es de 5-16 días, siendo las infecciones más comunes en los animales jóvenes (Ballweber, L. 2001).

b. Nematodos

Estudios realizados en Argentina demostraron la presencia de *Trichuris spp.* en vicuñas y llamas (prevalencia mayor al 50 %), observándose en esta última especie mayor prevalencia en los meses correspondientes a invierno y primavera (Cafrune, M. et al., 1999). Contreras, N. et al., (2014), observaron una prevalencia superior a la infestación por *Trichuris spp.* en animales menores a 1 año de edad, frente a animales de edad superior.

En un estudio realizado por Cafrune, M. et al. (2009), se encontró *L. chavezii* en llamas (prevalencia 18,5 %), y guanacos (prevalencia 75 %), mientras tanto que en vicuñas no se halló esta especie de nematodo. Así mismo en Bolivia, Beltrán-Saavedra, L. et al. (2011), determinaron en vicuñas presencia de nematodos (*Lamanema spp.*, *Nematodirus spp.*, nematodos del orden Strongylida, *Capillaria sp.* y *Trichuris sp.*) en una prevalencia del 87.5 %; en este estudio se observó diferencias significativas entre adultos y jóvenes para *Capillaria sp.* Por otro lado,

estudios realizados en Argentina demostraron la presencia de huevos de *Skrjabinema* spp. en dos vicuñas, sugiriéndose que podrían pertenecer a la especie *Skrjabinema ovis*, la cual parasita generalmente a pequeños rumiantes (Cafrune, M. *et al.*, 2004). La aparición de clínica gastroentérica por nematodos, por lo general se presenta en animales de temprana edad con deficiencias nutricionales. Los parásitos se desarrollan con normalidad en épocas lluviosas, en la que existe una condición ambiental favorable para su proceso de maduración; así por ejemplo se han observado larvas viables de *Lamanema* spp. en los campos hasta por dos años (Pérez, C., *et al.*, 2007).

Todos los nematodos presentan las mismas fases en el ciclo de vida: huevo, cuatro larvas (L1 a L2 a L3 a L4; de estas la etapa L3 es la infectante generalmente) y adulto inmaduro (L5), y adulto, como se puede observar en el gráfico 2. Las etapas que ocurren en el ambiente están sujetos a estrés por temperatura, desecación, luz del sol, etc., lo cual podría hacer que puedan morir o retrasar su desarrollo. Ciertas especies de adultos pueden realizar migraciones viscerales, afectando a órganos como por ejemplo el hígado. La transmisión puede ser directa o indirecta (Ballweber, L. 2001).

Según Pérez, C., *et al.*, (2007), los nematodos que afectan a CSA tiene un ciclo directo, pero varían según la especie; algunos desarrollan la L3 fuera del huevo (*Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Spiculopteragia*, *Graphinema*, *Cooperia* y *Oesophagostomum*), mientras que otro se desarrollan dentro del huevo (*Nematodirus* spp. y *Lamanema* spp). En el cuadro 2 se puede observar el periodo pre-patente de los diferentes nematodos.

Cuadro 2. PERÍODO PRE-PATENTE DE LOS PRINCIPALES NEMATODOS GASTROINTESTINALES EN CAMÉLIDOS.

Género o Especie	Periodo pre-patente (días)
<i>Graphinema</i>	36
<i>Ostertagia</i>	23
<i>Trichostrongylus</i>	17 a 30
<i>Cooperia</i>	17
<i>Oesophagostomum</i>	28
<i>Nematodirus lamae</i>	28 a 30
<i>Nematodirus spathiger</i>	28 a 30
<i>Lamanema chavezii</i>	30

Fuente: Guerrero y Alva, 1986; Leguía, 1991, citado por Contreras, N. 2012.

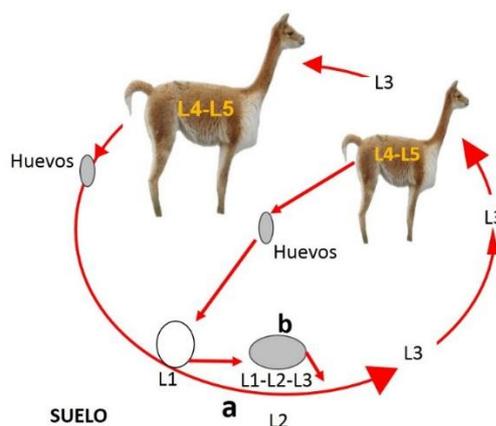


Gráfico 2. Ciclo biológico de nematodos gastrointestinales en camélidos sudamericanos.

Fuente: Pérez C. *et al.*, (2007).

c. Cestodos

La presencia de cestodos en vicuñas es baja, en comparación con nematodos y coccidios; así, por ejemplo se registró una prevalencia del 3.1 % para *Moniezia benedeni* en los altiplanos bolivianos (Beltrán-Saavedra, L. *et al.*, 2011). En el caso de alpacas, estudios realizados en Perú por Contreras, N. *et al.*, (2012), reportan

una prevalencia del 9.6% para *Moniezia* spp., en los que se determinaron que la presencia de huevos es mayor en animales menores a un año.

El ciclo de vida de los cestodos es indirecto, pues se requiere de dos o más huéspedes para mantenerse, pero las etapas difieren según los grupos; las tenias adultas se encuentran a lo largo del tracto gastrointestinal, mientras que las larvas (metacestodos) se pueden localizar en diferentes órganos (Ballweber, L. 2001). En el caso de cestodosis donde los camélidos se comportarían como hospedadores intermediarios, como en el ejemplo de la equinococosis (*Echinococcus granulosus*), debe haber coexistencia con carnívoros (Pérez, C. *et al.*, 2007). Sin embargo, en el caso de las especies del género *Moniezia* spp., que pertenecen a la familia Anoplocephala, presentan igualmente un ciclo de vida indirecto, pero intervienen como hospedadores intermedarios ácaros de la superfamilia Oribatoidea (gráfico 3), alojándose las formas adultas en el digestivo de los hospedadores definitivos (rumiantes y camélidos) (Hidalgo-Argüello, M. 2001). El período prepatente para *Moniezia* spp. es de 4-7 semanas; vive aproximadamente 3 meses (Ballwebwer, L. 2001).

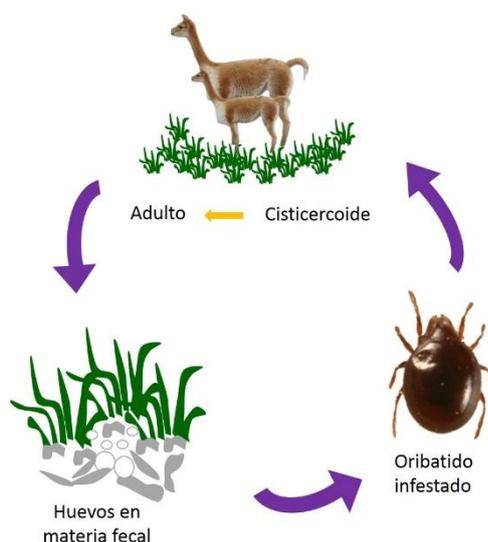


Gráfico 3. Esquema del ciclo biológico de los cestodos en camélidos.

Fuente: Fernández, (1991); Ramírez *et al.*, 1998, citado por Contreras, N. (2012).

d. Trematodos

Cafrune, M. *et al.*, (2004), describieron la presencia *F. hepatica* en vicuñas criadas en semi-cautiverio en Argentina, con una prevalencia del 23,6 %, y dichos autores indicaron que se evidencia una mayor prevalencia e intensidad de fasciolosis durante el otoño-invierno. Samamé, L. *et al.*, (2016), demostraron en Perú una prevalencia del 32,9 %, y no encontraron diferencias significativas entre sexos y grupos de edad. En un estudio realizado en guanacos silvestres en Argentina, se evidenció una prevalencia muy baja (0,5 %), y se identificó como potencial hospedador intermediario caracoles de la especie *Lymnaea truncatula* (Issia, L. *et al.*, 2009).

La presencia de fasciolosis ocurre cuando existen como hospedadores intermediarios moluscos, los cuales aparecen en medios acuáticos, incluso pueden sobrevivir a temporadas secas bajo el suelo (Fowler, M.E. 2010). Los hospedadores definitivos se infestan al ingerir metacercarias, que son cercarías que han salido de los caracoles y que se enquistan en la vegetación, como se puede observar en el gráfico 4. La fasciola adulta puede encontrarse en los conductos biliares e hígado, y los huevos pueden salir con las heces. El período pre-patente es de 8-12 semanas; pueden vivir por varios años (Ballweber, L. 2001). La presentación de diferentes formas clínicas de parasitosis por *F. hepática* dependerá de muchos factores como época del año, lugar o zona del pastoreo, la cantidad y disponibilidad de las metacercarias en los pastizales, que posterior a ello puedan ser ingeridas (Rojo Vazquez, F. A. y Ferre Pérez, I., 2000).

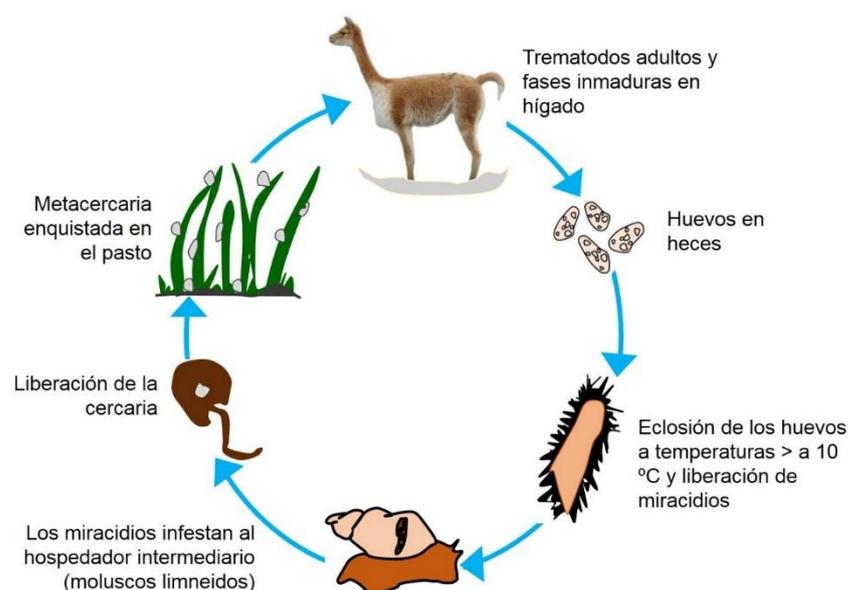


Gráfico 4. Ciclo biológico de la *F. hepática*.

3. Descripción clínica de parasitosis gastrointestinales y pulmonares en vicuñas.

a. Protozoos

La diarrea neonatal está producida por varios enteropatógenos, que incluyen bacterias, virus y parásitos (rotavirus, coronavirus, determinadas estirpes de *E. coli*, *Cyptosporidium* spp., *Giardia* spp. y *coccidios*) (Cid Vázquez, M.A. y Martín Espada, C., 2010). La enfermedad que producen estos patógenos generalmente se presenta en forma subclínica. Cuando los cuadros son complicados (clínicos) existe la aparición de diarrea sanguinolenta y maloliente, ausencia de fiebre, progresiva deshidratación, pérdida de peso, debilidad y postración, pudiendo producir la muerte del animal (Pérez, C., *et al.*, 2007; Cid Vázquez, M.A. y Martín Espada, C., 2010). Aunque se recuperan los animales de esta infección, por lo general los animales presentan un lento desarrollo, aspecto más débil y mayor susceptibilidad a ser atacados por otros patógenos; en animales jóvenes pueden presentarse muertes violentas sin presencia de signos diarreicos, atribuyéndose a cuadros septicémicos y a shock endotóxico debido a la gran proliferación de bacterias en el intestino (Cid Vázquez, M.A. y Martín Espada, C., 2010).

En el caso de *Cryptosporidium* spp., se ha descrito en crías de alpacas; aunque su verdadero rol patogénico todavía no está muy despejado, se ha sugerido como factor de riesgo en procesos diarreicos en animales menores de 15 días de nacido (Rosadio, R., 2010).

En el tema de coccidiosis, en un estudio llevado a cabo por Cafrune, M *et al.*, (2009), se describió un cuadro diarreico en una cría de llama que se sugirió que podría haber sido provocado por una infección mixta de *E. ivitaensis* y *E. macusaniensis*. Por otro lado, en un estudio realizado por Cafrune, M. *et al.*, (2014), no se evidenciaron signos clínicos por coccidiosis en vicuñas, a pesar de haberse identificado las cinco especies de *Eimeria* propias de camélidos. La mayoría de las infecciones por coccidios en llamas y alpacas se describen como asintomáticas; sin embargo, en animales jóvenes se pueden observar signos clínicos cuando existe una alta infestación y/ estrés. En este último grupo etario se ven implicadas en mayor frecuencia las especies *E. lamae* y *E. macusaniensis*, pero también se han descrito coinfecciones por *E. ivitaensis* y *E. macusaniensis*, aunque en referencia a *E. macusaniensis* la información sobre su patogenicidad es contradictoria (McKenna, PB. 2006). Leguía G. (1991), citado por McKenna, PB. (2006), describe lesiones intestinales por coccidios en camélidos, con afección al epitelio intestinal, lo cual expone a la invasión viral o bacteriana secundaria, sugiriéndose la existencia de una correlación entre la coccidiosis y enterotoxemia bacilar.

Con respecto a *Eimeria* spp., Palacios, C. *et al.*, (2004), observaron en Perú la muerte de 38 alpacas (edades: 4 a 5 meses), de las cuales 7 animales presentaron signos clínicos de diarrea acuosa a sanguinolenta, deshidratación, anorexia y debilidad, todo estos asociados a una severa eimeriosis. Sin embargo, Gómez-Puerta, L. *et al.*, (2013), determinaron en su estudio que no existe una asociación de infección por *Giardia* con diarreas neonatales en alpacas, aunque estos mismos autores citan a otros investigadores que han reportado muertes de alpacas con presencia ocasional de *Giardia*.

En un brote diarreico en alpacas de 1-5 semanas de edad en Perú, Rojas, M. *et al.*, (2015), observaron diferentes potenciales agentes etiológicos implicados como rotavirus, coronavirus, *E. coli*, *Clostridium* spp. y *Eimeria* spp., identificándose en la

mayoría de muestras analizadas (80 %) este último protozoo, siendo inferiores las prevalencias encontradas para los otros patógenos; así mismo, en un 38 % de los animales afectados (19/50), se observó infestación producida únicamente por *Eimeria* spp. En el 88 % de los animales (44/50) se evidenció en la necropsia una enteritis catarral.

b. Nematodos

La acción patógena de las diferentes especies pertenecientes a este grupo provoca una serie de alteraciones patógenas ocasionadas por su penetración, migración y hábitos alimenticios (Contreras, N. 2012). En los animales parasitados por nematodos gastrointestinales, es común observar cuadros clínicos de diarreas, por lo general en animales de temprana edad, principalmente en animales jóvenes, la que puede llevar a disminuir el apetito y por ende a una pérdida de peso, debilitamiento, se vuelven más susceptibles a la aparición de otros agentes patógenos. En infestaciones por nematodos complicadas, y en el caso de algunas especies se han observado animales con anemia, y por lo general se encuentran deshidratados (Pérez, C., *et al.*, 2007; Fowler, M.E., 2010).

c. Cestodos

La infección por cestodos generalmente presenta un curso subclínico en adultos. En el caso de infestaciones masivas por cestodos en hospedadores definitivos (cestodos adultos en intestinos), se observan cólicos y diarrea alternada con estreñimiento. Se puede presentar anemia, debido a la afinidad de los cestodos por la vitamina B₁₂. En el caso particular de *Moniezia* spp. se puede observar diarrea y falta de desarrollo debido a una infestación aguda (Fowler, M.E. 2010). El cuadro clínico es más evidente en animales jóvenes con enteritis catarral crónico, acompañado de anemia, palidez de la piel y mucosas, adelgazamiento progresivo y retrasos en el crecimiento (Contreras, N. 2012). En el caso de cestodosis donde el camélido es hospedador intermediario (por ejemplo estadíos larvarios de *E. granulosis* presentes en vísceras), los quistes podrían producir un problema en la funcionalidad de los órganos afectados en el caso de una gran cantidad de quistes o si se ven afectadas áreas vitales (Fowler, M.E. 2010).

d. Trematodos

Ambas formas agudas y crónicas de fasciolosis han sido descritas en CSA, siendo la segunda forma la más prevalente; la forma aguda produce señales de insuficiencia hepática. En hígados afectados por este trematodo aparecen fibrosis, colangitis hiperplásica y/o hemorragias intrabiliares (Fowler, M.E. 2010).

Como signos clínicos puede aparecer depresión y emaciación seguida de anorexia, pudiendo presentarse diarrea o estreñimiento; también aparece anemia e hipoproteinemia, lo que se traduce en mucosas pálidas y presencia de edemas colgantes (Fowler, M.E. 2010).

4. Medidas de control en la prevención de parásitos gastrointestinales y pulmonares en vicuñas

a. Protozoos

En el caso de los protozoos (coccidios, *Cryptosporidium* spp., *Giardia* spp) se ven implicados en casos de diarreas neonatales junto a otros patógenos como virus y bacterias. El control en CSA se basa en las experiencias y conocimientos de manejo en otras especies como rumiantes, consistentes en eliminar rápidamente los contaminantes ambientales (evitar hacinamiento, separar animales enfermos, realizar limpieza y desinfección) y procurar un adecuado estado nutricional e inmune de los neonatos (encalostrado correcto en las primeras 24 horas de vida: aporte 10-20 % del peso vivo) y de sus madres (vacunación y desparasitación de gestantes), (Cid Vázquez, M.A. y Martín Espada, C., 2010).

A continuación se describen diferentes opciones terapéuticas y profilácticas frente a infestaciones protozoáricas (cuadro 3):

Cuadro 3. DIFERENTES OPCIONES TERAPÉUTICAS Y PROFILÁCTICAS FRENTE A INFESTACIONES PROTOZOARIAS.

Fármaco	Características	Dosificación
Febendazol	Tratamiento de <i>Giardia</i> spp.	Vía oral, 50mg/kg/día, durante 5 días consecutivos
Sulfadimetoxina	Tratamiento de <i>Eimeria</i> spp.	Vía oral, 15 mg/kg, dos veces al día, durante cinco días consecutivos
Amprolium	Tratamiento de <i>Eimeria</i> spp.	Vía oral, 10 mg/kg/día, durante cinco días consecutivos
Amprolium	Prevención de <i>Eimeria</i> spp.	Adición diaria en agua de bebida de una dosis de 5 mg/kg, durante 21 días
Decoquinato	Prevención de <i>Eimeria</i> spp.	Adición al alimento en dosis de 0.5 mg/kg/día, durante 28 días

Fuente: Cid Vázquez, M.A. y Martín Espada, C., (2010).

Los antibióticos ionóforos (monensina o salinomina), no deben utilizarse en ningún caso en camélidos debido a sus efectos tóxicos (Fowler, M.E., 2010; Cid Vázquez, M.A. y Martín Espada, C., 2010).

b. Helmintos (Nematodos, Cestodos y Trematodos)

Las medidas de control de helmintos están basadas principalmente en el uso de fármacos antihelmínticos, así como en el mantenimiento de una estricta relación de manejo del pastoreo (Contreras, N. 2012).

Contreras, N. (2012), recomienda las siguientes estrategias:

- Evitar sobrecarga con los animales y el sobrepastoreo de los campos, ya que las larvas de los parásitos se colocan por lo general en los pastos.
- Realizar la rotación de pastizales para minimizar o eliminar la ingesta de larvas.
- Pastoreo alternado, se debe hacer por edades y especies. En los pastizales nuevos en primer lugar deben ingresar a consumir animales jóvenes para luego admitir animales adultos porque presentan mayor resistencia a los parásitos.
- Evitar el pastoreo prolongado de animales en pastizales húmedo.

A continuación en el cuadro 4, se presentan los tratamientos frente a cestodos y nematodos, de acuerdo a Fowler, M.E. (2010):

Cuadro 4. DOSIS Y VÍA DE APLICACIÓN CONTRA LOS HELMINTOS GASTROINTESTINALES EN CAMELIDOS SUDAMERICANOS.

Principio Activo	Dosis mg/Kg	Vía
Albendazol	10 15 (<i>F. magna</i>)	Oral
Febendazol	5-10 15 (<i>Trichuris</i> spp.)	Oral
Oxfenbendazol	5	Oral
Mebendazol	22	Oral
Tiabendazol	100	Oral
Levamisol	5-8	Oral
Metronidazol	25, dos veces al día	Oral
Pamoato de pirantel	18	Oral
Clorsulón	7	Oral
Decoquinato	0,5	Oral
Ivermectina	0,2 0,4-0,6 (<i>Trichuris</i> spp. y <i>Cephenemya</i> spp.).	Oral/SC
Doramectina	0,2	IM/SC
Moxidectina	0,4	Oral

Fuente: Fowler, M.E. (2010).

En el caso de la trematodosis una de las medidas de control importante es sobre el hospedador intermediario (*L. truncatula*) drenando las aguas, limitando el acceso a zonas húmedas a los animales, aplicando molusquicidas, o realizando control biológico utilizando especies en el pasto que depreden estos moluscos (patos, peces, moscas) (Samame, L. 2014).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

A. LOCALIZACIÓN Y DURACIÓN DEL EXPERIMENTO

La presente investigación se realizó en la RPFCh, la cual ocupa territorios de las provincias de Bolívar, Tungurahua y Chimborazo. Se seleccionaron tres áreas de la reserva considerando la vegetación y aspectos climáticos. Las áreas seleccionadas pueden observarse en la gráfico 5. Los análisis coproparasitarios se llevaron a cabo en el laboratorio de biotecnología y microbiología animal (LABIMA) de la Facultad de Ciencias Pecuarias de la ESPOCH.

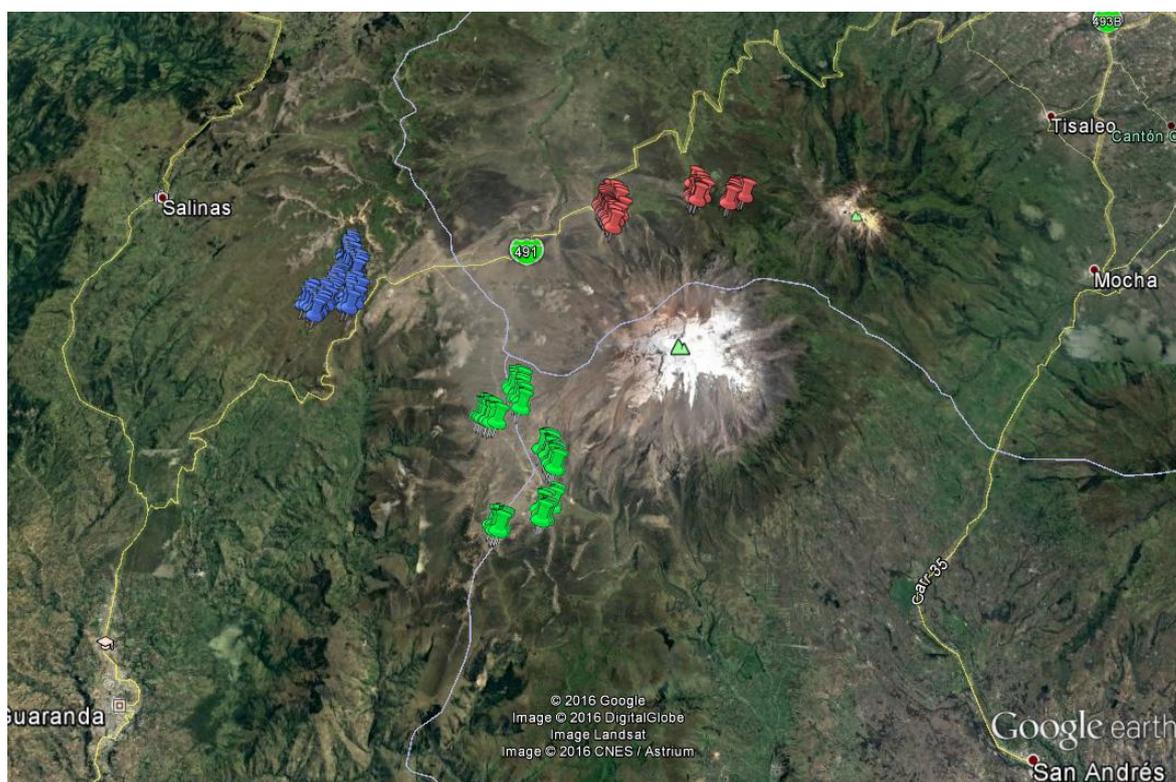


Gráfico 5. Localización del muestreo de defecaderos de vicuña en la RPFCh.

Fuente: Google earth.

En el gráfico 5 se toma en cuenta diferentes ecosistemas de acuerdo a MAE. (2012): herbazal húmedo subnival de páramo (en verde; zona del Arenal); herbazal húmedo montano alto superior de páramo (en azul; zona de El Sinche); y herbazal húmedo montano alto superior de páramo, y herbazal inundable montano alto y montano alto superior de páramo (en rojo; zona de Mechahuasca).

La duración del muestreo y análisis coproparasitario fue de 79 días (entre los meses de noviembre 2015 y febrero 2016).

B. UNIDADES EXPERIMENTALES

Este estudio se realizó en 200 defecaderos de vicuñas, localizados en las tres áreas seleccionadas de la RPFCh: Arenal, El Sinche y Mechahuasca.

C. MATERIALES, EQUIPOS E INSTALACIONES

Los materiales, equipos e instalaciones que se ocuparon fueron los siguientes:

1. Materiales

a. De campo

- Tarrinas de plástico de 1 litro.
- Guantes de látex.
- Estacas de madera.
- Cinta métrica.

b. De laboratorio

- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Crisol.
- Tubo de ensayo.
- Tamiz (gasa).
- Pipeta.
- Gotero.
- Vasos y cucharas.
- Papel absorbente.
- Azul de metileno.

- Azúcar comercial.
- Sal común.

2. Equipos

- Microscopio óptico.
- Estereomicroscopio.
- Equipo de Baermann.
- Cámara McMaster.
- GPS (Garmin® Dakota™ 20).
- Cámara fotográfica.
- Equipo de computación.

3. Instalaciones

- Laboratorio de biotecnología y microbiología animal (LABIMA).

D. TRATAMIENTOS Y DISEÑO EXPERIMENTAL

En el presente trabajo se realizaron dos diseños experimentales.

El primer diseño tuvo en cuenta la zona de muestreo, presentándose como factores independientes los siguientes:

- La zona de la RPFCh donde se muestrearon defecaderos (Arenal, El Sinche y Mechahuasca).
- La altura sobre el nivel del mar donde se muestrearon defecaderos. (estableciendo 6 rangos altitudinales: < 3.959 msnm; 3.960-4.059 msnm; 4.060-4.159 msnm; 4.160-4.259 msnm; 4.260-4.359 msnm; >4.360 msnm).
- El área de los defecaderos muestreados (<4,5 m² y >4,5 m²).

El segundo diseño tuvo en cuenta el ecosistema, presentándose como factores independientes:

- El ecosistema de la RPFCh de acuerdo al MAE (2012), donde se muestrearon los defecaderos: herbazal húmedo subnival de páramo (HHSP), herbazal húmedo montano alto superior de páramo (HHMASP), y herbazal inundable montano alto y montano alto superior de páramo (HIMAP).
- La altura sobre el nivel del mar donde se muestrearon defecaderos (estableciendo 6 rangos altitudinales: < 3.959 msnm; 3.960-4.059 msnm; 4.060-4.159 msnm; 4.160-4.259 msnm; 4.260-4.359 msnm; >4.360 msnm).
- El área de los defecaderos muestreados (<4,5 m² y >4,5 m²).

E. MEDICIONES EXPERIMENTALES

Las heces fueron evaluadas mediante técnicas de laboratorio, y se determinaron los siguientes parámetros:

- Prevalencia de ooquistes de *Eimeria* spp. (técnica de flotación).
- Prevalencia de huevos de parásitos gastrointestinales (técnica de flotación).
- Prevalencia de huevos de *Fasciola* spp. (técnica de sedimentación).
- Prevalencia de larvas (técnica de Baerman).
- Carga de ooquistes de *Eimeria* spp. (técnica de McMaster).
- Carga de huevos de parásitos gastrointestinales (técnica de McMaster).

F. ANÁLISIS ESTADÍSTICOS Y PRUEBAS DE SIGNIFICANCIA

Para el cálculo de la prevalencia se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Prevalencia (\%)} = \frac{\text{Numero de defecaderos positivos}}{\text{Numero de defecaderos muestreados}} \times 100$$

Para analizar el primer diseño experimental se realizó en primer lugar un ADEVA unifactorial no paramétrico con la prueba de Kruskal Wallis, donde la variable independiente fue la zona. En segundo lugar, un ADEVA multifactorial no

paramétrico con la prueba Kruskal Wallis, donde se consideraron como variables independientes la zona y la altura. Por último, otro ADEVA multifactorial no paramétrico con la prueba Kruskal Wallis, donde las variables independientes fueron la zona y el área del defecadero.

Para el segundo diseño experimental se realizó en primer lugar un ADEVA unifactorial multifactorial no paramétrico con la prueba Kruskal Wallis, donde la variable independiente fue el ecosistema. En segundo lugar, un ADEVA multifactorial no paramétrico con la prueba Kruskal Wallis, donde se consideraron como variables independientes el ecosistema y la altura. Por último, otro ADEVA multifactorial no paramétrico con la prueba Kruskal Wallis, donde las variables independientes fueron el ecosistema y el área del defecadero.

G. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL

El presente estudio se realizó de la siguiente manera:

1. Recolección de las muestras

La elección de los defecaderos fue aleatoria, siendo muestreados entre noviembre 2015 y febrero 2016 aquellos que se iban encontrando campo a través en las zonas del Arenal, El Sinche y Mechahuasca, tomando como requisito que presentaran heces frescas. Un total de 200 defecaderos formaron parte del estudio, recolectándose con guantes de látex muestras de heces del área central de cada uno de ellos, evitándose la contaminación con tierra (gráfico 6). A continuación, las muestras fueron transportadas en tarrinas plásticas de 1 litro y almacenadas en refrigeración a 4° C en el laboratorio, hasta su posterior análisis, realizado dentro de las siguientes 36 horas *post* recolección. De cada defecadero se anotó la localización (coordenadas) y altitud (msnm), con ayuda de un GPS (Garmin® Dakota™ 20), las características de la vegetación circundante, y se midió el largo y ancho de cada uno de ellos para determinar el área. Posteriormente, los defecaderos fueron fotografiados y se procedió a marcarlos con una estaca de madera numerada, para evitar ser muestreados nuevamente.



Gráfico 6. Recolección de heces en los defecaderos de vicuña.

2. Análisis coproparasitario

El mismo día de la recolección de muestras se procedió a realizar la primera fase de la técnica de Baerman en laboratorio. Al día siguiente se procedió a la evaluación de la técnica de Baerman, y a su vez se realizaron las técnicas de flotación y sedimentación para determinar la presencia de ooquistes de *Eimeria* spp. y elementos de diseminación de helmintos. En las muestras positivas a las dos últimas técnicas mencionadas, se procedió a realizar el recuento de ooquistes de coccidios y huevos de parásitos gastrointestinales por gramo de heces, mediante la técnica de McMaster.

3. Análisis estadístico

Finalmente los resultados fueron tabulados en Excel y se llevó a cabo la estadística como se indica en el apartado correspondiente, mediante el software StatGraphics centurion v.16.1.11.

H. METODOLOGÍA DE EVALUACIÓN

1. Técnica de flotación

Con esta técnica se evalúa la presencia de ooquistes de coccidios y huevos de parásitos gastrointestinales. En primer lugar se prepara una solución con 200 g de

sal común y 300 g. de azúcar comercial por cada litro de agua destilada, consiguiéndose una densidad de 1,200. A continuación, 4 gramos de heces fueron depositados en el fondo de un vaso, y se completó hasta 60 ml con la solución anteriormente citada, y a continuación fueron homogeneizados. Posteriormente se colocó un cubreobjetos sobre la superficie de la solución y se dejó reposar 10 minutos para permitir la adhesión de los huevos y ooquistes. Finalmente, se procedió a colocar el cubre sobre un portaobjeto y se observó al microscopio para determinar la presencia de los elementos de diseminación a través de los objetivos 10x y 40x (gráfico 7).



Gráfico 7. Evaluación de las técnicas de flotación y sedimentación, a través de la observación de elementos de diseminación con microscopio óptico.

2. Técnica de sedimentación

Esta técnica permite determinar la presencia de elementos de diseminación con peso elevado como por ejemplo algunos huevos de parásitos gastrointestinales como *Nematodirus* spp. y *F. hepática*. Para ello, se mezcló 4 gramos de heces de cada muestra recolectada de los defecaderos, se diluyó con la solución indicada en la técnica de flotación. Posteriormente se colocó 10 ml de solución diluida de heces en un tubo de ensayo cónico y se procedió a centrifugar a 3500 rpm durante 10 minutos (gráfico 8). A continuación se desechó el sobrenadante y con la ayuda de

una pipeta se recolecto el sedimento, y se colocó sobre un portaobjeto, adicionándole tres gotas de azul de metileno, se cubrió con un cubreobjetos y se observó al microscopio la presencia de los elementos de diseminación a 10x y 40x.



Gráfico 8. Centrifugación para la técnica de sedimentación.

3. Técnica de Baerman

Esta técnica de laboratorio permite observar larvas. Se aprovecha la capacidad migratoria que poseen las larvas en un medio líquido, arrastrados por sedimentación. Para esta técnica el procedimiento se dividió en dos partes. En primer lugar se colocaron diez gramos de heces de cada muestra sobre una gasa que a su vez se encuentra ubicada en un colador, y se envuelve totalmente las heces con dicha gasa. El colador se apoya sobre la parte superior de un embudo, el cual en su parte inferior presenta una pequeña manguera que se mantiene cerrada con una pinza. A continuación se procedió a añadir agua aproximadamente a una temperatura de 38°C sobre las heces envueltas en la gasa, hasta ser cubiertas totalmente. Se deja reposar las muestras 24 horas (gráfico 9), para que migren las posibles larvas de las heces al agua de la parte final de la manguera.

En segundo lugar, pasadas las 24 horas se recolectaron aproximadamente los primeros 2 ml de la manguera del embudo una placa de Petri. A continuación, con

la ayuda de un estereomicroscopio se procedió a observar la presencia de larvas gastrointestinales, pulmonares y/o de vida libre, al haberse recogido muestras del suelo.



Gráfico 9. Equipo de Baerman, en reposo por 24 horas.

4. Técnica de McMaster

Esta técnica es cuantitativa y permite realizar el conteo de los elementos de diseminación presentes en las muestras, expresado como número de huevos de helmintos u ooquistes de protozoarios por gramo de heces. Se realizó conteo en muestras que fueron positivas a la técnica de flotación, recogiendo la suspensión con heces preparada en dicha técnica (4 gramos de heces por muestra mezcladas y homogeneizadas hasta 60 ml con la solución preparada de 200 gramos de sal común y 300 gramos de azúcar comercial por cada litro de agua destilada), y siendo colocadas con una pipeta en los dos compartimentos de la cámara de McMaster. Se dejaba reposar unos 5 minutos la placa cargada y posteriormente se realizó el conteo de los elementos de diseminación con el microscopio a 10x, presentes en los dos compartimentos (1,5 cc cada uno), de la cámara. Cada compartimento presentaba seis divisiones, y el contaje de elementos de diseminación se realizó celda por celda, sin contar los elementos que se encontraran fuera de las delimitaciones.

Finalmente, se calculó el número total de huevos y ooquistes por gramo de heces utilizando las siguientes fórmulas:

$$\text{Huevos por gramo de heces} = \frac{(\text{Recuento C1} + \text{Recuento C2})}{2} \times 100$$

$$\text{Ooquistes por gramo de heces} = \frac{(\text{Recuento C1} + \text{Recuento C2})}{2} \times 100$$

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

A. ELEMENTOS DE DISEMINACIÓN PARASITARIOS EN DEFECADEROS DE VICUÑAS DE LA RPFCh POR ZONAS

1. Prevalencia de elementos de diseminación en defecaderos de acuerdo a las diferentes zonas

El cuadro 5 muestra el número de defecaderos muestreados por cada zona (Arenal, El Sinche, Mechahuasca) y el número de los mismos donde se evidenciaron huevos de helmintos u ooquistes de coccidios, a través de los métodos de flotación y sedimentación, así como larvas a través de la técnica de Baerman.

Del total de defecaderos muestreados en la RPFCh, un 69,85 % presentaron ooquistes de coccidios y un 68,84 % huevos de helmintos gastrointestinales. Por zonas, se encontró que la prevalencia tanto para ooquistes como para huevos de helmintos fue de mayor a menor en el siguiente orden: El Sinche, Mechahuasca y Arenal. En las zonas de El Sinche y Mechahuasca las prevalencias superan el 70 % tanto para la presencia de elementos de diseminación de coccidios como helmintos, mientras que en el caso del Arenal los porcentajes fueron de casi el 56 % y 46 %, respectivamente.

Mediante la técnica de sedimentación para determinar *Fasciola* ssp, no se evidenciaron huevos de este parásito en ninguno de los defecaderos de la RPFCh. No obstante, Londoño P. *et al.*, (2009), demuestran que el parásito puede sobrevivir sobre los 4000 msnm, al haber recolectado caracoles de las especies *Lymnaea viatrix* y *Pseudosuccinea columella* con formas larvianas pertenecientes al género del citado trematodo. Por otro lado, mediante la técnica de Baerman se encontraron larvas en el 12,06 % (24/199) de los defecaderos muestreados, observándose en las zonas de Mechahuasca y El Sinche valores de prevalencia de aproximadamente el doble que en el Arenal. Cabe indicar que por ser muestras obtenidas de los defecaderos estas larvas pueden pertenecer a parásitos gastrointestinales, pulmonares y/o nematodos de vida libre.

Estos datos son los primeros presentados sobre estudios de defecaderos en la RPFCh, razón por la cual no existe otra información al respecto con los que contrastar los resultados obtenidos sobre helmintos gastrointestinales y ooquistes de coccidios.

Cuadro 5. PREVALENCIA DE ELEMENTOS DE DISEMINACIÓN PARASITARIOS EN DIFERENTES ZONAS DE LA RPFCh.

		Zona			
		Total	Arenal	El Sinche	Mechahuasca
	N° de muestras	199	68	70	62
Ooquistes de <i>Eimeria</i> spp.	Presencia	139	38	55	46
	Prevalencia (%)	69,85	55,88	78,57	74,19
Huevos de helmintos gastrointestinales	Presencia	137	31	61	45
	Prevalencia (%)	68,84	45,59	87,14	72,58
Huevos de <i>Fasciola</i> spp.	Presencia	0	0	0	0
	Prevalencia (%)	0,00	0,00	0,00	0,00
Larvas (Baerman)	Presencia	24	5	10	9
	Prevalencia (%)	12,06	7,35	14,29	14,52

2. Efecto de la zona sobre la carga de ooquistes de *Eimeria* spp y de huevos de helmintos gastrointestinales

En el cuadro 6, se muestra el efecto de la zona (Arenal, El Sinche y Mechahuasca) sobre la carga de ooquistes de *Eimeria* spp. y huevos de gastrointestinales presentes en los defecaderos de las vicuñas. Con respecto a los ooquistes de *Eimeria* spp., se observan diferencias entre las diferentes zonas, donde el Arenal presentó la carga de ooquistes más baja (127,9 ooquistes/gramo de heces),

seguido de El Sinche (174,6 ooquistes/gramo de heces), y Mechahuasca (323,7 ooquistes/gramo de heces). En relación a los huevos de nematodos gastrointestinales, la zona del Arenal presentó aproximadamente una carga 2,5 veces menor que en el Sinche y Mechahuasca. Entre estas dos últimas zonas mencionadas no se evidenció diferencias en la cantidad de huevos de parásitos gastrointestinales.

El Arenal, en comparación con las otras dos zonas evaluadas, presenta menor cobertura vegetal y menor humedad del suelo, lo cual favorece una mayor incidencia de radiación sobre las heces, la cual es muy intensa en Ecuador, viéndose favorecida por la altitud de las zonas de muestreo de este estudio. Ello influye negativamente sobre los elementos de diseminación, con menores posibilidades de supervivencia. En un estudio realizado en el norte de España se determinó que la carga de huevos de nematodos gastrointestinales estaba correlacionada de forma directa con la humedad, pero de forma indirecta con la radiación solar (Martínez Valladares M., 2013).

Cuadro 6. EFECTO DE LA ZONA SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE *Eimeria* spp. Y DE HUEVOS DE HELMINTOS GASTROINTESTINALES.

	Zonas			Total	P
	Arenal	El Sinche	Mechahuasca		
Muestras	68	69	59	196	
Ooquistes (ooquiste/g. de heces).	127,94 ^a	174,64 ^b	323,73 ^c	203,32	*
Huevos de helmintos gastrointestinales (huevos/ g. de heces).	45,59 ^a	115,94 ^b	111,02 ^b	90,05	*

^{a,b,c} Valores que no comparten la misma letra entre filas difieren estadísticamente ($p \leq 0.05$).

P: Probabilidad.

* Diferencia estadística significativa ($P \leq 0.05$).

3. Efecto de la interacción de la zona y altura sobre la carga de ooquistes de *Eimeria* spp. y huevos de helmintos gastrointestinales

Los resultados del efecto altura de las zonas de muestreo sobre la carga parasitaria de huevos de helmintos gastrointestinales y ooquistes de coccidios, se presentan en el cuadro 7. Se establecen 6 rangos altitudinales en total para las zonas de estudio, no existiendo muestras en los dos primeros rangos para la zona del Arenal (altitudes inferiores a 4059 msnm), en los dos últimos en el caso de El Sinche (en altitudes superiores a 4260 msnm), y en el primero y último rango en Mechahuasca (en altitudes menores a 3959 msnm y superiores a 4360 msnm).

De las zonas de muestreo, únicamente se observaron diferencias en la carga parasitaria por altitudes en Mechahuasca, tanto para ooquistes de *Eimeria* spp., como para huevos de helmintos gastrointestinales. Sin embargo, al realizar el análisis de los puntos GPS (gráfico 10), el rango altitudinal de mayor carga corresponde a ecosistemas de bofedal, donde la humedad favorece las fases externas del ciclo de estos parásitos, por lo que se podría deducir que este efecto no es debido a la altitud, sino al tipo de ecosistema.

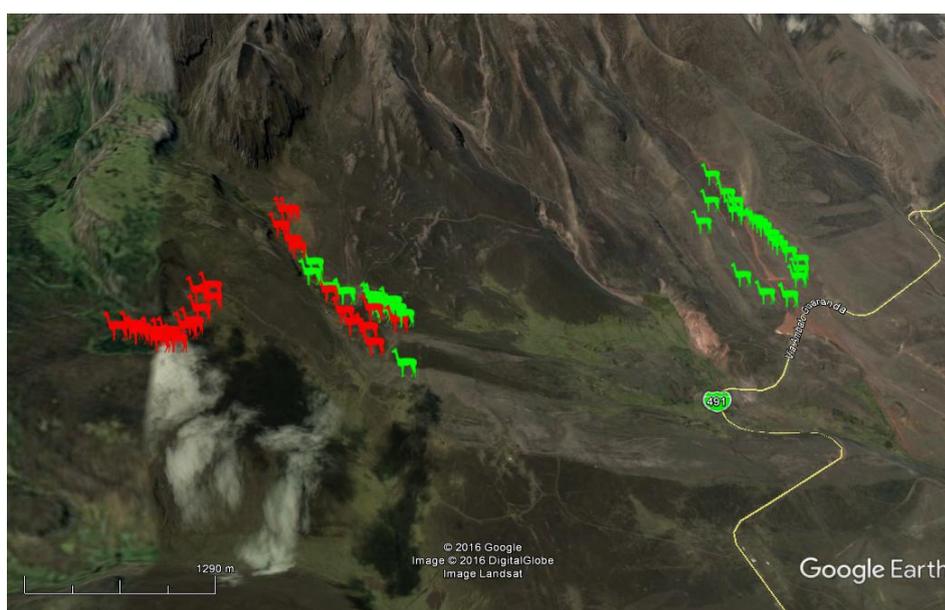


Gráfico 10. Zona de Mechahuasca, con presencia de bofedales.

Fuente: Google earth.

Cuadro 7. EFECTO DE LA INTERACCIÓN ENTRE LA ZONA Y ALTURA SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE *Eimeria* spp. Y DE HUEVOS DE HELMINTOS GASTROINTESTINALES.

		Altitud (msnm)						P
Zona		< 3.959	3.960- 4.059	4.060- 4.159	4.160- 4.259	4.260- 4.359	>4.36 0	
Ooquistes (ooquistes/g. de heces)	Arenal	-	-	68,18	123,08	139,66	162,5 0	0,24 6
	Sinche	75,00	128,57	187,50	200,00	-	-	0,39 6
	Mechahuas ca	-	175,00 ^a	158,33 ^a	182,14 ^a	452,00 ^b	-	*
Huevos de helmintos gastrointestinal es (huevos/g. de heces)	Arenal	-	-	36,36	34,62	48,28	58,33	0,77 6
	Sinche	125,0 0	139,29	118,75	80,77	-	-	0,41 0
	Mechahuas ca	-	0.00 ^a	66.67 ^a	110.71 ^{ab}	142.59 ^b	-	*

^{a,b,c} Valores que no comparten la misma letra entre filas difieren estadísticamente ($p \leq 0.05$).

EEM: Error estándar de la media.

P: Probabilidad.

* Diferencia estadística significativa ($p \leq 0.05$).

4. Efecto de la interacción zona y área del defecadero sobre la carga de ooquistes de *Eimeria* spp. y de huevos de helmintos gastrointestinales

El efecto del área del defecadero en metros cuadrados en las tres zonas (Arenal, Sinche y Mechahuasca) sobre la carga de los ooquistes de *Eimeria* spp. y de huevos de helmintos gastrointestinales se puede observar en el cuadro 8.

En el caso del número de ooquistes de *Eimeria* spp por gramo, únicamente se observaron diferencias entre defecaderos de acuerdo a su superficie en la zona de El Sinche, donde los mayores a 4,5 m² presentaron mayores cargas. Para el número de huevos de gastrointestinales por gramo de heces se encontró diferencia por efecto del área del defecadero solo en la zona de Mechahuasca, en la cual la mayor carga corresponde a defecaderos de superficie inferior a 4,5 m². No existe información en la literatura científica que relacione carga parasitaria con áreas de los defecaderos.

Cuadro 8. EFECTO DE LA INTERACCION DE LA ZONA Y AREA DEL DEFECADERO SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE *Eimeria* spp. Y HUEVOS DE GASTROINTESTINALES.

	Zona	Área del defecadero		P
		< 4,5 m ²	> 4,5 m ²	
Ooquistes (ooquistes/g de heces)	Arenal	128,57	127,78	0,850
	El Sinche	186,11 ^a	270,00 ^b	*
	Mechahuasca	341,67	234,48	0,480
Huevos de gastrointestinales (huevos/g de heces)	Arenal	50,00	44,44	1,000
	Sinche	102,78	136,67	0,130
	Mechahuasca	135,00 ^a	100,00 ^b	*

^{a,b,c} Valores que no comparten la misma letra entre filas difieren estadísticamente ($p \leq 0.05$).

P: Probabilidad.

* Diferencia estadística significativa ($p \leq 0.05$).

B. ELEMENTOS DE DISEMINACIÓN PARASITARIOS EN DEFECADEROS DE VICUÑAS DE LA RPFCh POR ECOSISTEMAS

1. Prevalencia de elementos de diseminación parasitarios en defecaderos de acuerdo a los diferentes ecosistemas

El cuadro 9 muestra los defecaderos muestreados por cada ecosistema muestreado (Herbazal Húmedo Subnival de Páramo, Herbazal Húmedo Montano Alto Superior de Páramo, Herbazal Inundable Montano Alto y Montano Alto Superior de Páramo) y el número de los mismos donde se evidenciaron huevos de helmintos u ooquistes de coccidios a través de los métodos de flotación y sedimentación, así como larvas a través de la técnica de Baerman.

Con respecto a los ooquistes de coccidios se determinó presencia en un 69,85 % del total de defecaderos, con una prevalencia similar en el caso de huevos de parásitos gastrointestinales (68,84 %); sin embargo, no se evidenció presencia de huevos de *Fasciola* spp. Utilizando la técnica de Baerman, se encontraron larvas en un 12,06 % de los defecaderos. Cabe destacar que al ser muestras de heces recogidas en defecaderos, estas larvas pueden pertenecer no solo a nematodos pulmonares, sino también a gastrointestinales o nematodos de vida libre.

Es de destacar que se encontró el mayor porcentaje de defecaderos con presencia de elementos de diseminación en el ecosistema Herbazal Inundable Montano Alto y Montano Alto Superior de Páramo, y la menor prevalencia correspondió al ecosistema Herbazal Húmedo Subnival de Páramo.

Cuadro 9. PREVALENCIA DE ELEMENTOS DE DISEMINACIÓN PARASITARIOS EN DIFERENTES ECOSISTEMAS DE LA RPFCh.

	N° de muestras	Total	Ecosistema		
			HHSP ¹	HHMASP ²	HIMAP ³
		199	68	93	39
Ooquistes de <i>Eimeria</i> spp.	Presencia	139	38	69	32
	Prevalencia (%)	69,85	55,88	74,19	82,05
Huevos de helmintos gastrointestinales.	Presencia	137	31	70	36
	Prevalencia (%)	68,84	45,59	75,27	92,31
Huevos <i>Fasciola</i> spp.	Presencia	0	0	0	0
	Prevalencia (%)	0,00	0,00	0,00	0,00
Larvas (Baerman).	Presencia	24	5	14	5
	Prevalencia (%)	12,06	7,46	15,05	12,82

¹Herbazal Húmedo Subnival de Páramo

²Herbazal Húmedo Montano Alto Superior de Páramo

³Herbazal Inundable Montano Alto y Montano Alto Superior de Páramo

2. Efecto del ecosistema sobre la carga de ooquistes de *Eimeria* spp y de huevos de helmintos gastrointestinales

Se puede observar en el cuadro 10, el efecto del ecosistema (HHSP, HHMASP, HIMAP) sobre el número de ooquistes *Eimeria* spp y de huevos de helmintos gastrointestinales por gramo de heces presentes en los defecaderos. La carga tanto de ooquistes como de huevos de helmintos gastrointestinales es mayor en los ecosistemas HHMASP y HIMAP, frente al HHSP. Se podría explicar esta diferencia al corresponderse los dos primeros ecosistemas a zonas con mayor humedad y vegetación, coincidiendo el ecosistema HIMAP con las zonas de bofedal, donde la humedad es constante durante todo el año, favoreciendo el desarrollo de huevos y ooquistes.

Cuadro 10. EFECTO DEL ECOSISTEMA SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE *Eimeria* spp Y HUEVOS GASTROINTESTINALES.

	Ecosistema			Total	P
	HHSP	HHMASP	HIMAP		
Nº de muestras	68	92	36	196	
Carga de ooquistes de coccidios	127,94 ^a	212,50 ^b	322,22 ^b	203,32	*
Carga de huevos de helmintos gastrointestinales	45,59 ^a	106,52 ^b	131,94 ^b	90,05	*

^{a,b} Valores que no comparten la misma letra entre filas difieren estadísticamente ($p \leq 0.05$).

P: Probabilidad. * Diferencia estadística significativa ($p \leq 0.05$),

¹Herbazal Húmedo Subnival de Páramo. ²Herbazal Húmedo Montano Alto Superior de Páramo.

³Herbazal Inundable Montano Alto y Montano Alto Superior de Páramo

3. Efecto de la interacción del ecosistema y altura sobre la carga de ooquistes de *Eimeria* spp. y de huevos de helmintos gastrointestinales

En el cuadro 11, se puede observar el efecto altura de los ecosistemas sobre la carga de ooquistes de *Eimeria* spp. y de huevos de helmintos gastrointestinales presentes en los defecaderos. Únicamente se observan diferencias por altitud en el ecosistema HIMAP para la carga de ooquistes de coccidios, con un mayor valor en el rango de 4.260-4.359 msnm. No obstante, al hacer el análisis por puntos GPS (gráfico 11), podemos observar que el rango altitudinal con mayor carga de ooquistes corresponde a la zona de Mechahuasca, la zona más húmeda de la RPFCh, por lo que se podría deducir que este efecto no es debido a la altitud, sino a la zona y su climatología.

Con respecto a la carga de huevos de gastrointestinales no se hallaron diferencias entre altitudes en ninguno de los ecosistemas evaluados.

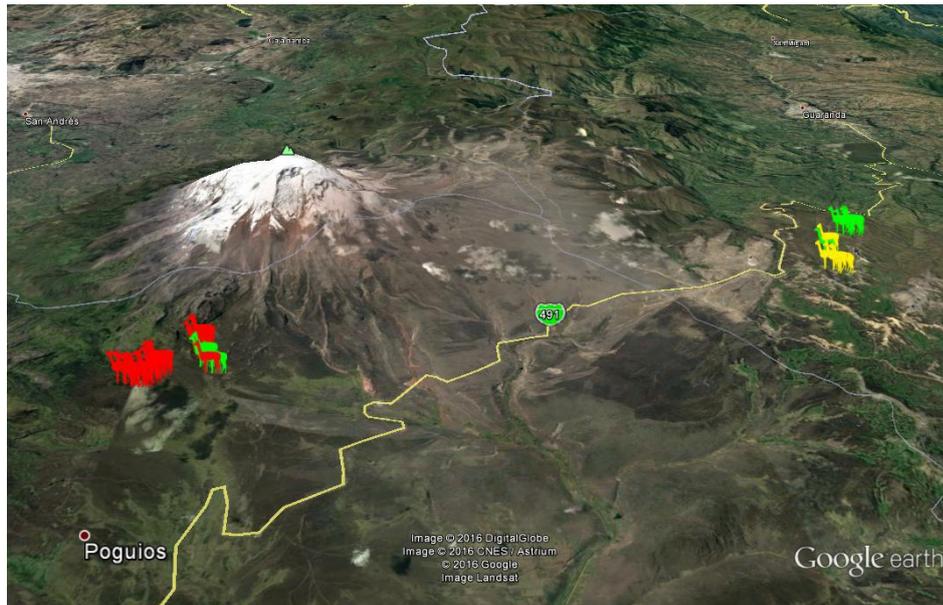


Gráfico 11. Defecaderos muestreados en ecosistemas de bofedales.

Fuente: Google earth.

En el gráfico 11 las siluetas de vicuñas rojas corresponden con los defecaderos con mayor carga de ooquistes (4.260-4.359 msnm), las amarillas a carga intermedia (4.060-4.159 msnm) y las verdes a cargas inferiores (rangos de: 3.960-4.059 y 4.160-4.259 msnm).

Cuadro 11. EFECTO DE LA INTERACCION DEL ECOSISTEMA Y. ALTURA SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE *Eimeria* spp. Y DE HUEVOS DE HELMINTOS GASTROINTESTINALES.

	Ecosistema	Altitud (msnm)						P
		< 3.959	3.960-4.059	4.060-4.159	4.160-4.259	4.260-4.359	>4.360	
Ooquistes (ooquistes/g de heces).	HHSP	-	-	68,18	123,08	139,66	162,50	0,246
	HHMASP	75,00	156,25	198,11	245,65	333,33	-	0,067
	HIMAP	-	112,50 ^a	220,00 ^{ab}	37,50 ^a	497,37 ^b	-	*
Huevos de helmintos gastrointestinales (huevos/g de heces).	HHSP	-	-	36,36	34,62	48,28	58,33	0,776
	HHMASP	125,00	81,25	100,94	106,52	183,33	-	0,540
	HIMAP	-	162,50	120,00	37,50	142,11	-	0,150

^{a,b} Valores que no comparten la misma letra entre filas difieren estadísticamente ($p \leq 0.05$).

P: Probabilidad. * Diferencia estadística significativa ($p \leq 0.05$).

¹Herbazal Húmedo Subnival de Páramo. ²Herbazal Húmedo Montano Alto Superior de Páramo. ³Herbazal Inundable Montano Alto y Montano Alto Superior de Páramo

4. Efecto de la interacción del ecosistema y área del defecadero sobre la carga de ooquistes de *Eimeria* spp. y de huevos helmintos gastrointestinales

El efecto área del defecadero por ecosistema (HHSP, HHMASP, HIMAP), sobre la carga de ooquistes de *Eimeria* spp. y de huevos de helmintos gastrointestinales se puede observar en el cuadro 12. Solamente en el ecosistema HHMASP se observaron diferencias de carga de ooquistes de coccidios debidas al tamaño del defecadero, presentando mayor número por gramo de heces los de superficie superior a 4,5 m². Para el resto de ecosistemas no se observaron diferencias en este sentido, así como tampoco para la carga de huevos de helmintos gastrointestinales.

Con los resultados obtenidos no se cuenta con una explicación que permita inferir las causas de algunas de las diferencias observadas, y se necesita profundizar más en el estudio de la ecología de estos parásitos en la RPFCh, así como de si pudiera influir el comportamiento de defecación de los diferentes grupos de vicuñas.

Cuadro 12. EFECTO DE LA INTERACCIÓN DEL ECOSISTEMA Y ÁREA DEL DEFECADERO SOBRE LA CARGA DE OOQUISTES DE *Eimeria* spp. Y DE HUEVOS DE HELMINTOS GASTROINTESTINALES.

	Ecosistema	Área del defecadero		P
		< 4,5 m ²	> 4,5 m ²	
Ooquistes (Ooquistes/g de heces).	HHSP	128,57	127,78	0,850
	HHMASP	179,51 ^a	277,42 ^b	*
	HIMAP	397,83	188,46	0,180
Huevos de gastrointestinales (huevos/g de heces).	HHSP	50,00	44,44	1,000
	HHMASP	104,92	109,68	0,850
	HIMAP	134,78	126,92	0,840

^{a,b} Valores que no comparten la misma letra entre filas difieren estadísticamente ($p \leq 0.05$).

P: Probabilidad. * Diferencia estadística significativa ($p \leq 0.05$).

¹Herbazal Húmedo Subnival de Páramo. ²Herbazal Húmedo Montano Alto Superior de Páramo.

³Herbazal Inundable Montano Alto y Montano Alto Superior de Páramo.

V. CONCLUSIONES

Una vez determinados los resultados del trabajo de investigación se llega a las siguientes conclusiones:

- En más de dos tercios de los defecaderos muestreados en el presente trabajo, se evidenció la presencia de elementos de diseminación parasitarios de helmintos y coccidios.
- No se evidenció la presencia de huevos de *Fasciola* spp. mediante sedimentación en ninguna muestra de defecadero.
- Las carga parasitaria en los defecaderos fue inferior en la zona del Arenal, la cual presenta mayor aridez con respecto a las otras dos zonas muestreadas (Mechahuasca y El Sinche).
- Las cargas parasitarias encontradas en los defecaderos fueron mayores en aquellos ecosistemas con mayor humedad, coincidiendo con los clasificados como Herbazal Húmedo Montano Alto Superior de Páramo (HHMASP) y Herbazal Inundable Montano Alto y Montano Alto Superior de Páramo (HIMAP), correspondiendo este último a los bofedales.
- En base a las observaciones realizadas, la altura no tiene efecto sobre la carga parasitaria de las vicuñas de la RPFCh.

VI. RECOMENDACIONES

- Se recomienda complementar con estudios de defecaderos en otras épocas del año, de modo que se puedan realizar comparativas de la presencia de elementos de diseminación de coccidios y helmintos, así como determinar las cargas parasitarias.
- Se recomienda complementar con estudios en muestras obtenidas directamente de las vicuñas, y poder realizar comparaciones de las poblaciones que habitan cada zona y/o ecosistema con la presencia de elementos de diseminación y cargas parasitarias en defecaderos.
- Por la presencia de otras especies animales en la RPFCh (ovinos, bovinos, equinos, llamas, fauna silvestre, etc.), se deben realizar estudios coproparasitarios en las mismas, y realizar comparativas con la información derivada del presente estudio y de estudios coproparasitarios en vicuñas.
- Debido a que no fueron observados huevos de trematodos en las muestras de heces de los defecaderos, se recomienda realizar estudios coproparasitaio específicos en los potenciales hospedadores animales, así como estudiar potenciales hospedadores intermediarios.

VII. LITERATURA CITADA

1. ARZAMENDIA, Y., BALDO, J., VILÁ, B. 2012. Lineamientos Para un Plan de Conservación y Uso Sustentable de Vicuñas en Jujuy, Argentina. 1a ed. Jujuy. Argentina. Edit. Ediunju. pp 21.
2. BALLWEBER, L.R. 2001. Veterinary Parasitology. Woburn, Massachusetts, USA. Edit. Butterworth-Heinemann. pp 319.
3. BELDOMENICO, P.M., UHART, M., BONO, M.F., MARULL, C., BALDI, R., Y PERALTA, J.L. 2003. Internal parasites of free-ranging guanacos from Patagonia. Veterinary Parasitology, 118: 71-77.
4. BELTRÁN-SAAVEDRA, L., NALLAR-GUTIÉRREZ, R., AYALA, G., LIMACHI, J.M. Y GONZALEZ-ROJAS, J. 2011. Health assessment of free-ranging vicuna of the National Integrated Management Natural Area Apolobamba, Bolivia. Ecologia en Bolivia, 46(1): 14-27.
5. CAFRUNE, M., AGUIRRE, D. Y LORA, R. 1999. Recovery of *Trichuris tenuis*, from Camelids (*Lama glama* and *Vicugna vicugna*) in Argentina. The Journal of Parasitology, 85(5): 961-962.
6. CAFRUNE, M.M., AGUIRRE, D.H. Y FREYTES, I. 2004. Fasciolosis en vicuñas (*Vicugna vicugna*) en semi-cautiverio de Molinos, Salta, Argentina, con notas de otros helmintos en este hospedador. Revista Veterinaria Argentina, 207(21): 513-520.
7. CAFRUNE, M.M., MARÍN, R.E., RIGALT, F.A., ROMERO, S.R. Y AGUIRRE, D.H. 2009. *Lamanema chavezii* (Nematoda: Molineidae): Epidemiological data of the infection in South American camelids of Northwest Argentina. Veterinary Parasitology, 166: 321-325.
8. CAFRUNE, M.M., ROMERO, S.R. Y AGUIRRE, D.H. 2014. Prevalence and abundance of *Eimeria* spp. infection in captive vicuñas (*Vicugna*

vicugna) from the Argentinean Andean Altiplano. Small Ruminant Research, 120: 150-154.

9. CID VÁZQUEZ, M.D. Y MARTÍN ESPADA, C. 2010. Capítulo 7.-Diarreas neonatales-. En: Cid Vázquez, M.D. (coord.). Sanidad de Alpacas en etapa neonatal. Manual para estudiantes y profesionales veterinarios. 1ª ed. Madrid, España. Edit. Complutense. pp 148.
10. CITES. 2013. Examen de las propuestas de enmienda a los apéndices I y II. Convención sobre el comercio internacional de especies amenazadas de fauna y flora silvestres. Bangkok, Tailandia. p 12.
Disponible en: <https://cites.org/esp/cop/16/prop/S-CoP16-Prop-02.pdf>
11. CONTRERAS, N. 2012. Helmintiasis en alpacas (*Vicugna pacos*) de dos comunidades del distrito de Macusani, provincia Carabaya–Puno; durante la época seca. (Tesis de grado). Universidad Nacional Mayor San Marcos. Lima, Perú.
12. CONTRERAS, N., CHÁVEZ, A., PINEDO, R., LEYVA, V. Y SUÁREZ, F. 2014. Helminthiasis in alpacas (*Vicugna pacos*) of two peasant communities in Macusani, Puno during the dry season. Revista Investigativa Veterinaria del Perú, 25(2): 268-275.
13. DE GRAAF, D., VANOPDENBOSCH, E., ORTEGA-MORA, L., ABBASSI, H. Y PEETER, J.E. 1999. A review of the importance of cryptosporidiosis in farm animals. International Journal for Parasitology 29:1269-1287.
14. FLORES, B., PINEDO, R., SUAREZ, F., ANGELATS, R., CHÁVEZ, A. 2014. Prevalencia de fasciolosis en llamas y alpacas en dos comunidades rurales de Jauja, Perú. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú, 25(2): 284-292.
15. FOWLER, M.E. 2010. Medicine and Surgery of Camelids. 3ª Ed. Ames, Iowa, USA. Edit. Blackwell Publishing. pp 630.

16. GARCÍA, I., MUÑOZ, B., AGUIRRE, A., POLO, I., GARCIA, A., y REFOYO, P. 2008. Capítulo 8. Introducción a los Helmintos. Trematodos. En Manual de laboratorio de parasitología. Reduca (Biología), Serie Parasitología, 1(1): 67-93.
17. GÓMEZ-COUSO, H., ORTEGA-MORA, L., AGUADO-MARTÍNEZ, A., ROSADIO-ALCÁNTARA, R., MATURRANO-HERNÁNDEZ, R., LUNA-ESPINOZA, L., ZANABRIA-HUISA, V. Y PEDRAZA-DÍAZ, S. 2012. Presence and molecular characterisation of *Giardia* and *Cryptosporidium* in alpacas (*Vicugna pacos*) from Peru. *Veterinary Parasitology*, 187: 414-420.
18. GÓMEZ-PUERTA, L., LOPEZ-URBINA, M., ALARCON, V., CAMA, V., GONZALEZ, A. Y XIAO, L. 2013. Occurrence of *Giardia duodenalis* assemblages in alpacas in the Andean region. *Parasitology International* 63: 31-34.
19. HIDALGO-ARGÜELLO, M. 2001. Capítulo 17. –Parasitosis del aparato digestivo- En: Cordero del Campillo, M. (coord.). *Parasitología Veterinaria*. 1ª Ed. Madrid, España. Edit. McGraw-Hill. pp 968.
20. ISSIA, L., PIETROKOVSKY, S., SOUSA-FIGUEIREDO, J., STOTHARD, R. Y WISNIVESKY-COLLI, C. 2009. *Fasciola hepatica* infections in livestock flock, guanacos and coypus in two wildlife reserves in Argentina. *Veterinary Parasitology*, 165:341-344.
21. IUCN. 2010. Can high fashion help the high Andes. Disponible en: http://www.iucn.org/es/noticias/noticias_por_fecha/2010_news_sp/?6675/Can-high-fashion-help-the-high-Andes.
22. LONDOÑE, P., CHÁVEZ, A., LI, O., SUÁREZ, F. Y PEZO, D. 2009. Presencia de caracoles Lymnaeidae con formas larvarias de *Fasciola hepatica*

en altitudes sobre los 4000 msnm en la sierra sur del Perú. Revista Investigativa Veterinaria del Perú, 20(1): 58-65.

23. LÓPEZ, M., GONZALEZ, A., GÓMEZ, L., ROMERO, M., PERALES, R., ROJO, F., XIAO, L. Y CAMA, V. 2009. Prevalence of Neonatal Cryptosporidiosis in Andean Alpacas (*Vicugna pacos*) in Peru. The Open Parasitology Journal, 3: 9-13.
24. MAE. 2010. Plan de Acción Nacional para el manejo y conservación de la vicuña. Quito, Ecuador. Edit. Ministerio de Ambiente del Ecuador. pp 87.
25. MAE. 2012. Sistema de clasificación de los ecosistemas del Ecuador continental. Quito, Ecuador. Edit. Ministerio del Ambiente del Ecuador. pp 136.
26. MAMANI, J.E. 2012. Evaluación de la carga parasitaria y su integración madre - cría, desde el nacimiento al destete, en alpacas (*Vicugna pacos*) y llamas (*Lama glama*), en cicas la Raya, Cusco. (Tesis de grado). Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann, Tacna, Perú.
27. MANGA, M. 2001. Capítulo 8.-Trematodos- En: Cordero del Campillo, M. (coord.). Parasitología Veterinaria. 1ª Ed. Madrid, España. Edit. McGraw-Hill. pp 968.
28. MARTÍNEZ-VALLADARES, M., ROBLES-PÉREZ, D., MARTÍNEZ-PÉREZ, J., CORDERO-PEREZ, C., FAMULARO, M., FERNÁNDEZ-PATO, N., GONZALEZ.LANZA, C., CASTAÑÓN-ORDÓÑEZ, L. Y ROJO-VÁZQUEZ, F. 2013. Prevalence of gastrointestinal nematodes and *Fasciola hepatica* in sheep in the northwest of Spain: relation to climatic conditions and/or man-made environmental modifications. Parasites & Vectors, 6:282.
29. McKENNA, PB. 2001. Register of new host-parasite records. Surveillance, 30(4), 15-16.

30. McKENNA, PB. 2006. *Eimeria macusaniensis* in camelids – a brief review. *Surveillance*, 33(4), 8-10.
31. OIE. 2008. Capítulo 2.9.4. Criptosporidiosis. En: Manual de la OIE sobre animales terrestres. Disponible en: www.oie.int
32. PALACIOS, C., TABACCHI, L., CHAVERA, A., LOPEZ, T., SANTILLAN, G., SANDOVAL, N., PEZO, D. Y PERALES, R. 2004. Eimeriosis en crías de alpacas: Estudio anátomo-histopatológico. *Revista Investigativa Veterinaria del Peru*, 15 (2): 174-178.
33. PÉREZ, C., ARREDONDO, F., TURRA, L. 2007. Manejo sanitario de la vicuña. *Boletín veterinario oficial, BVO N°9, II Semestre. Chile.*
34. QUISPE, E., RODRÍGUEZ, T., IÑIGUEZ, L., MULLER, J. 2009. Producción de fibra de alpaca, llama, vicuña y guanaco en Sudamérica. *Animal Genetic Resources Information*. 45: 1-14.
35. RODRÍGUEZ, A., CASAS, E., LUNA, L., GAVIDIA, C., ZANABRIA, V., ROSADIO, R. 2012. Eimeriosis in young alpacas: prevalence and risk factors. *Revista Investigativa Veterinaria de Perú*. 23(3): 289-298.
36. ROJAS, M. 2008. *Cryptosporidium*: somera revisión de estudios peruanos. Disponible en: www.mrojas.perulactea.com
37. ROJAS, M., MANCHEGO, A., ROCHA, C., FORNELLS, L., SILVA, R., MENDES, G., DIAS, HELVER., SANDOVAL, N., PEZO, D. Y SANTOS, N. 2015. Outbreak of diarrhea among preweaning alpacas (*Vicugna pacos*) in the southern Peruvian highland. *The Journal of Infection in Developing Countries*, 10(3): 269-274

38. ROJO-VASQUEZ, F. Y FERRE-PÉREZ, I. 2000. Capítulo 18.-Parasitosis hepática- En: Cordero del Campillo, M. (coord.). Parasitología Veterinaria. 1ª Ed. Madrid, España. Edit. McGraw-Hill. pp968.
39. ROSADIO, R. 2010. Capítulo 6.-Mortalidad neonatal en alpacas-. En: Cid Vázquez, M.D. (coord.). Sanidad de Alpacas en etapa neonatal. Manual para estudiantes y profesionales veterinarios. 1a ed. Madrid, España. Edit. Complutense. pp 148.
40. SADS. 2006. Programa Nacional de Manejo y Uso Sustentable de Especies Silvestres: Proyecto Vicuña. Disponible en: <http://www.produccion-animal.com.ar/>
41. SAMAME, L. 2014. Fasciolosis en vicuñas (*Vicugna vicugna*) en el distrito de Paccha, provincia de Yauli - Junín. (Tesis de grado). Universidad Nacional Mayor San Marcos, Lima, Perú.
42. SAMAME, L., CHÁVEZ, A. Y PINEDO, R. 2016. Fasciolosis en Vicuñas (*Vicugna vicugna*) de la Sierra Central del Perú. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú, 27(1): 137-144.
43. SILVA, L. 2014. Evaluación de efectividad de manejo de la Reserva de Producción de Fauna Chimborazo. Tesis de grado. Universidad Técnica Particular de Loja, Loja, Ecuador.
44. SIMÓN VICENTE, F Y SIMÓN MARTIN, F. 2001. Capítulo 10.-Nematodos- En: Cordero del Campillo, M. (coord.). Parasitología Veterinaria. 1ª Ed. Madrid, España. Edit. McGraw-Hill. pp968.
45. VARCÁRCEL, F. 2010. Atlas de Parasitología Ovina: Cestodos. Disponible en: www.produccion-animal.com.ar
46. WHEELER, J. 2012. South American camelids past, present and future. Journal of Camelid Science, 5:1-24.

47. WHITEHEAD, C. 2009. Neonatal Diseases in Llamas and Alpacas. *Clínica Veterinaria y Alimentación Animal*, 25: 53-366.