

## ESTUDIO COPROPARASITARIO EN POBLACIONES DE VICUÑA (*Vicugna vicugna*) EN TRES REGIONES DE BOLIVIA

### Coproparasitological survey in vicuña (*Vicugna vicugna*) in three regions of Bolivia

Wilson Martela M.<sup>1</sup>, \*Víctor Castañón R.<sup>2</sup>, Rodolfo Nallar G.<sup>3</sup>, Max Espinoza P.<sup>3</sup>

#### RESUMEN

El presente trabajo de investigación se realizó con el objetivo de identificar parásitos gastrointestinales de las vicuñas (*Vicugna vicugna*) en tres regiones de Bolivia. Entre los meses de octubre de 2013 a marzo de 2014, se realizó el muestreo de heces de 98 vicuñas de vida libre o silvestre. Los animales muestreados fueron clasificados según sexo, edad y el sitio de captura: Pularío del municipio de Yunchara en las provincias José María Avilés, Tarija; Sarcarí y Sausalito pertenecientes al municipio de Villazón de la provincia Modesto Omiste, Potosí; y la localidad de Altamachi de la provincia Ayopaya, Cochabamba. Las muestras se analizaron mediante las técnicas cualitativas de sedimentación y flotación con soluciones de Willis y Sheather. La carga parasitaria se determinó mediante la técnica de Mc Master modificada. La comunidad parasitaria gastrointestinal de esta población de vicuñas estuvo compuesta por 12 especies. Los parásitos pertenecieron a cinco especies de protozoos del género *Eimeria* (*E. punoensis*, *E. alpaca*, *E. peruviana*, *E. lamae* y *E. macusanensis*), cinco especies de nematodos, (*Trichuris* spp., *Lamanema chavezii*, *Marshallagia* spp, *Strongylida* spp, *Capillaria* spp) un trematodo (*Fasciola hepática*) y un huevo de cestodo (*Moniezia benedeni*). Observándose el primer reporte de *Fasciola hepática* en vicuñas en el Departamento de Cochabamba - Bolivia. En cuanto a la prevalencia general, en 72 vicuñas (73.5%) se observó algún tipo de parásito, de estos 72 animales, 65 (90.28%) tenían infecciones mixtas de 2 hasta 7 formas parasitarias identificadas. La *E. punoensis*, *E. alpaca*, *O. Strongylida* y *Trichuris* spp fueron las especies más frecuente con: 63,95; 47,73; 31,85 y 31,40 % respectivamente. No se observaron diferencias significativas asociadas a la edad y sexo para Coccidias, Nematodos y Cestodos. La carga parasitaria de *Eimeria* fue leve en oocistos por gramo de heces (OPG) y se observó en nematodos (*O. Strongylida*) 79 huevos por gramo de heces (HPG) en Altamachi Cochabamba siendo la misma moderada.

**Palabras clave:** *Vicugna Vicugna*, edad y sexo, endoparásitos.

#### ABSTRACT

The samples were analyzed by the qualitative techniques of sedimentation and flotation with Willis and Sheather solutions. Parasite load was determined by the modified Mc Master's technique. The gastrointestinal parasitic community of this vicuña population was composed of 12 species. The parasites belonged to five species of protozoa of the genus *Eimeria* (*E. punoensis*, *E. alpaca*, *E. peruviana*, *E. lamae* and *E. macusanensis*), five species of nematodes (*Trichuris* spp., *Lamanema chavezii*, *Marshallagia* spp, *O. Strongylida*, *Capillaria* spp) a trematode (*Fasciola hepática*) and a tapeworm egg (*Moniezia benedeni*). The first report of *Fasciola hepática* in vicuñas was observed in the Department of Cochabamba - Bolivia. In terms of overall prevalence, 72 Vicuñas (73,5%) were observed to have some type of parasite. Of these 72 animals, 65 (90,28%) had mixed infections of 2 to 7 identified parasitic forms. *E. punoensis*, *E. alpaca*, *O. Strongylida* and *Trichuris* spp were the most frequent species with: 63.95; 47.73; 31.85 and 31.40% respectively. No significant differences associated with age and sex were observed for Coccidia, Nematodes and Cestodes. The parasitic load of *Eimeria* was slight in oocysts per gram of feces (OPG) and it was observed in nematodes (*O. Strongylida*) 79 eggs per gram of feces (HPG) in Altamachi being the same moderate.

**Keyword:** *Vicugna Vicugna*, age and sex, endoparasites.

#### Artículo original

**DOI:** <https://doi.org/10.53287/ncoe2171id24n>

Recibido: 13/07/2021      Aceptado: 10/03/2022

<sup>1</sup> Ingeniero en Producción y Comercialización Agropecuaria, Facultad de Agronomía, Universidad Mayor de San Andrés, Bolivia. [wilson\\_martela@hotmail.com](mailto:wilson_martela@hotmail.com)

<sup>2</sup> \* Autor de correspondencia. Docente, Carrera de Ingeniería en Producción y Comercialización Agropecuaria, Facultad de Agronomía, Universidad Mayor de San Andrés, Bolivia. [warauma2013@gmail.com](mailto:warauma2013@gmail.com)

<sup>3</sup> Unidad de Investigación. Carrera de Ingeniería en Producción y Comercialización Agropecuaria, Facultad de Agronomía, Universidad Mayor de San Andrés, Bolivia.

## INTRODUCCIÓN

La población de vicuñas en Bolivia en el año 2009 alcanzó a 112.249,00 distribuidas en los departamentos de Potosí, La Paz, Oruro, Tarija y Cochabamba. De estas unidades, Potosí tiene 44.202 vicuñas el cual representa 34.4%. La Paz posee 36.969 vicuñas con 32.9%, Oruro tiene 28.830 con 25.7%, Tarija tiene 1.381 vicuñas 1.2%, y Cochabamba con 867 vicuñas que representa 0.8% respectivamente (MMAyA, 2011). El manejo de la vicuña en Bolivia se realiza en condiciones de vida silvestre y el aprovechamiento es exclusivo por las comunidades manejadoras de vicuña, éste se ha centrado esencialmente en la obtención de fibra de la especie.

Los animales silvestres, que conforman poblaciones naturales dentro el ecosistema, mantienen un equilibrio con su entorno físico y biológico; por estas razones cuando ocurre cambios en su ecosistema favorece a la proliferación de enfermedades, y podría conducir a la extinción de las mismas (Suzan-Azpiri, 2000). Dichos problemas también pueden ser causas de pérdidas en la producción de fibra de la vicuña, ya que los parásitos logran afectar la homeostasis, consecuentemente disminuir las capacidades de los animales para regenerar tejidos como la fibra y por ende la disminución de las ganancias por parte de los manejadores de vicuñas a través de la esquila. En ese sentido, en regiones de Yunchara (Tarija), Villazón (Potosí) y Cocapata (Cochabamba), las poblaciones de ganado camélido son afectadas por parásitos gastrointestinales, que ocasionan: anemia, fibra quebradiza, deshidratación, diarrea, un menor desarrollo corporal y una pérdida en el potencial de producción.

El propósito del presente trabajo estuvo dirigido a identificar, determinar la prevalencia y carga de parásitos gastrointestinales, empleando los métodos de sedimentación modificada, flotación por centrifugación y el método Mac Master modificado, mediante la identificación de las formas evolutivas de las distintas especies de parásitos presentes en la materia fecal.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Localización

La presente investigación se realizó en tres regiones de Bolivia: Sarcarí y Sausalito (municipio de Villazón - Potosí), Pulario (municipio de Yunchara - Tarija) y Altamachi (municipio Cocapata - Cochabamba).

Tabla 1. Coordenadas y altitud de comunidades

Departamento	Comunidad	Coordenadas	Altitud
Potosí	Sarcarí	21°54'23,1" Latitud Sur 65°57'51,5" Long. Oeste	3821 m s.n.m.
	Sausalito	22°01'18,2" Latitud Sur 65°15'21,6" Long. Oeste	3732 m s.n.m.
Tarija	Pulario	21°57'28,7" Latitud Sur 65°13'49,9" Long. Oeste	3692 m s.n.m.
Cochabamba	Altamachi	16°51'35" Latitud Sur 66°26'17" Long. Oeste	4097 m s.n.m.

Las regiones de estudio presentan temperaturas con registros mínimos en invierno de -15°C, temperatura promedio de 20°C determinada por la intensa radiación solar y la marcada sequedad ambiental. El clima es frío a templado según la diferenciación altitudinal (MMAyA, 2011). Las regiones del presente estudio tienen un clima característico del altiplano, árido y semiárido en estas regiones desde el Salar de Uyuni, y al sur de Potosí, oeste de Tarija y Cochabamba se caracteriza por su topografía de abruptas pendientes, mesetas y lagunas alto andinas (MMAyA, 2011).

Las vicuñas en invierno descienden a zonas más bajas para evitar las zonas altas cubiertas de nieve y desprovistos de alimentos, pero su capacidad para resistir el frío es muy buena, lo mismo ocurre con la altura, gracias a su adaptación a la escasez de oxígeno. En términos biogeográficos, su habitat son las Eco-regiones Alto andinas y Puneña (Wheeler, 2006).

Del mismo modo se observó que las vegetación de las regiones en estudio, está constituida por praderas y campos nativos de pastoreo (CANAPAS) del tipo tólar, pajonal, gramadal, bofedal y chilligual, son comunidades de plantas compuestas por pastos, hierbas y arbustos leñosos en las que mencionaremos las siguientes: Suputola (*Parastrephia lepidophylla*), Alpachtola (*Parastrephia quadrangularis*), chekatola (*Parastrephia phyllicaeformis*), Ñakatola (*Baccharis incarum*), Paja brava (*stipaichu*), Paja sicuya (*stipaichu*), Crespillo (*calamagrosti ssp*), Iruichu (*Festuca ortophylla*), Pasto bandera (*Bouteloa simplex*), Chillihua (*Festuca dolichophylla*), Kaylla (*Tretraglio chincrestatum*) (Espinoza, 2010). Todos estos componentes tienen roles diferenciados en el funcionamiento de la alimentación de estos animales silvestres.

## Metodología

El trabajo se realizó con un material biológico de 98 vicuñas de la sub especie *Vicugna vicugna* de diferentes sexos (hembras= 53 y machos= 42) de acuerdo a la siguiente categoría de edad: Categoría 1: dientes de leche (entre 1 a <2 años); Categoría 2: dos dientes (2 a <3 años); Categoría 3; cuatro dientes (entre 3 a <3,5 años); Categoría 4: seis dientes (>3,5 años). La edad de los animales se determinó con la información de los pobladores de las regiones en estudio y corroborado mediante la cronología dentaria.

Tabla 2. Número de muestras de vicuñas obtenidas en las 3 regiones de muestreo, entre octubre y diciembre de 2013.

Comunidades	Total vicuñas capturadas	Total muestreados	Porcentaje	Total		Categoría 2	Categoría 3	Categoría 4
				Machos	Hembras			
Altamachi	37	37	100,00	26	11	0	0	37
Sarcari	38	14	36,84	6	8	1	5	9
Sausalito	120	17	14,16	6	11	1	2	13
Pulario	130	30	23,07	4	26	3	0	27
Total	325	98	30,15	42	53	5	7	86

Categoría 2: (2 a < 3 años); Categoría 3; (entre 3 a <3,5 años); Categoría 4: (>3,5 años).

El trabajo se realizó durante la época de esquila del año 2013 en coordinación de la Dirección General de Biodiversidad y Asociación de Productores (DGB y AP), la Sociedad para la Conservación de la Vida Silvestre (WCS-Bolivia) y la Facultad de Agronomía de la Universidad Mayor de San Andrés (UMSA).

Para la captura de las vicuñas, se armaron mangas de encierro plantando postes una semana antes de la esquila, permitiendo que las vicuñas se acostumbren a su presencia. Las mallas se colocaron el mismo día de la captura, y se retiró una vez que se completó en trabajo. Las mangas de captura poseen una forma de embudo que desemboca a un corral de encierro, donde se realizaron los trabajos de selección de animales.

El sistema de arreo consistió en rodear a las vicuñas, con arreadores que se desplazan en forma agazapada con banderolas unidas entre varias personas posteriormente se va avanzando en línea hacia la entrada del corral de encierro (Figura 1). Una vez que las vicuñas entraron al corral de captura, se cubrió con yutes de 1,20m de altura, dando un descanso de 15 a 30 min, para que las vicuñas se tranquilicen esto con el fin de velar el bienestar animal (Figura 2).



Figura 1. Captura de vicuña en Sarcari y Sausalito, Villazón - Potosí.

En total, en las tres regiones se logró capturar 325 vicuñas de las cuales se muestreo 98 vicuñas (Tabla 2). Para la toma de muestras de las heces se aprovecharon las vicuñas capturadas y en condiciones de esquila, en los meses de octubre, noviembre y diciembre del 2013 en los 4 sitios arriba mencionados. Se colectaron muestras de heces entre el 10 al 30% de los animales capturados, el tamaño de la muestra fluctuó entre 14 a 37 animales por región (Tabla 2).

Se realizó la colecta de muestras fecales por vía rectal, utilizando bolsas polietileno nuevas manejadas a manera de guante. Y realizando masajes rectales con los dedos medio e índice para estimular la deyección (Figura 3). Las muestras eran recibidas en la misma bolsa evitando la contaminación ambiental.



Figura 2. Sujeción de vicuña y colecta de heces (Altamachi).

Idealmente, se colectó al menos 15 g de heces por animal. Una vez colectadas las muestras en las bolsas se depositaron en un frasco con formol al 10% para evitar que los huevos de los parásitos eclosionen. El frasco se señaló con los datos del huésped, procedencia, colector, fecha, edad y sexo y se guardó en un lugar oscuro y fresco (Conservador) hasta su procesamiento en laboratorio.

Las muestras fecales fueron observadas en el laboratorio de la Wildlife Conservación Society (WCS-BOLIVIA). Durante el examen coproparasitológico, se realizó tres técnicas de diagnóstico: a) Flotación por centrifugación, que es un análisis semi-cuantitativo que nos permitió determinar la presencia y el número de formas parasitarias presentes en la muestra; b) Sedimentación modificada que es un análisis cualitativo que nos permitió determinar la presencia y/o ausencia de formas parasitarias de la muestra (Ueno y Gutiérrez, 1983) y c) Mc Master modificada para determinar la carga parasitaria. El criterio de cuantificación de cargas parasitarias (H.P.G. u O.P.G.) usado fue el recomendado por el fabricante de la cámara McMaster (leve<300, moderado=300-500 y elevado>500).

#### **a) Técnica de sedimentación modificada**

Es un método cualitativo que se utiliza específicamente para encontrar huevos de parásitos de mayor peso específico como ser trematodos digeneicos (*Fasciola hepática*) y algunos protozoarios como por ejemplo coccidias (Gutiérrez, 1883).

El proceso consistió en pesar 5 g de heces y colocarlos en un vaso precipitado de 250 ml. Seguidamente, se adicionó dos a tres gotas de detergente y se trituró y homogenizó la muestra agregando 100 ml de agua destilada (Figura 4). Se filtró el preparado en un tamiz de 80 mallas en un vaso de precipitación de 500 ml y se adicionó 250 ml de agua de grifo a través del tamiz para retirar los huevos que permanecieron retenidos hasta completar los 500 ml. Se dejó en reposo para que sedimente el preparado durante 15 min. Pasado este tiempo se decantó el 70% del sobrenadante con la finalidad de dejar más o menos 50 ml de sedimento en el vaso precipitado.

El proceso continuo, colocando nuevamente agua de grifo hasta completar 500 ml, dejando en reposo durante otros 15 minutos, finalmente se eliminó el agua cuidadosamente y se dejó entre 10 a 15 ml de sedimento.

Agitando bien el preparado se transfirió el sedimento a una placa Petri y se dejó en reposo durante 1 minuto. Para tomar la muestra y analizar en el microscopio se inclinó gradualmente la caja Petri, hasta que el nivel de agua se divida en dos porciones iguales. Se pipeteó lentamente la muestra entre 0.3 a 0.5 ml de la línea blanca que apareció en la división del sedimento.

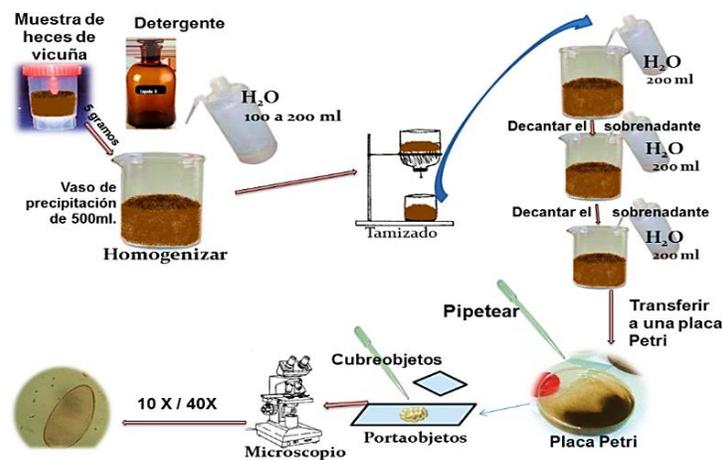


Figura 3. Método de sedimentación modificada.

La muestra colectada con la pipeta fue colocada en el portaobjetos y se adiciona una gota de verde de metilo esparciendo bien la muestra y se la cubrió con un cubre objeto y se examinó en el microscopio, todo el campo con el objetivo de 10 X y 40 X (Ueno y Gutiérrez, 1983).

### **b) Técnica de flotación por centrifugación**

La flotación fecal se fundamenta en las diferencias entre densidades de los huevos, quistes de protozoarios y larvas de los parásitos, en relación con los residuos fecales. La mayoría de huevos parásitos presentan una densidad específica comprendida entre 1.1 y 1.2 g/ml, a diferencia del agua que presenta una densidad 1 g/ml. Esto quiere decir que los huevos parásitos son demasiado pesados para flotar en el agua (Hendrix, 1999; Zajac y Conboy, 2012).

Para lograr que los huevos flotar, se utilizó una solución con densidad superior a la densidad de los huevos, consistió, en una solución con densidad superior a la densidad de los huevos, consistente en una solución compuesta por agua, azúcar y fenol como conservador conocido como "solución de Sheather" ajustando su densidad con un hidrómetro a 1.27 g/ml densidad, a la cual la mayoría del material fecal no flota pues tiene densidades iguales o mayores a 1.3 g/ml (Foreyt, 2001).

La técnica de flotación consistió en identificar coccidios, huevos de nematodos gastrointestinales y cestodos, misma que se inició pesando 3 gramos de heces, y se le añadió 15 ml de solución de Sheather (solución de sacarosa) en el vaso de precipitación. Se tamizó en el vaso precipitado, luego se vertió el preparado en el tubo falcón de 15 ml y se centrifugó durante 15 minutos a 1.500 rpm.

Una vez centrifugado se colocó el tubo en una gradilla sobre una superficie plana y se abrió la tapa. Seguidamente se vertió la solución de Sheather hasta formar una protuberancia en la cima del tubo. Se puso un cubreobjetos sobre la protuberancia formada y se dejó la misma, por un tiempo de 5 a 10 minutos para permitir que los huevos floten. Se levantó el cubreobjetos y se lo colocó sobre una lámina de portaobjetos. Posteriormente se observó con el Microscopio con el objetivo de 10 X y 40 X (Hendrix, 1999; Zajac y Conboy, 2012) (Figura 5).



Figura 4. Método de flotación por centrifugación.

### c) Técnica cuantitativa Mc Máster INTA

Es un método cuantitativo que nos permite realizar diagnóstico de Nematodos y Protozoarios como las coccidias. Cahuana (2005) indica, que no es recomendable para cestodos. Se pesaron cinco gramos de heces fecales y se mezclaron con 40 ml de solución salina saturada en el mortero, posteriormente se tamizó en el vaso precipitado y se agregó 60 ml de solución salina saturada a través del tamiz. Se homogenizó la muestra y se dejó en reposo. Posteriormente se absorbió con la pipeta Pasteur y se llenó la cámara, para ser observada con el microscopio con objetivo 10 X (Field *et al.*, 1998; citado en Sandoval *et al.*, 2011).

### Análisis estadístico

Se aplicaron estadísticas descriptivas para determinar el porcentaje total de animales infestados con endoparásitos (N de muestras positivas / total de muestras de heces analizadas) y determinar la prevalencia de endoparásitos de acuerdo al sexo, edad y sitio de muestreo de las vicuñas. En base a estos resultados se evaluaron la presencia de parásitos de acuerdo al sexo y la edad de los animales muestreados, empleando la Prueba de Chi-Cuadrado de Pearson aplicando el test exacto de Fisher a un grado de libertad y 95% de confiabilidad. Se usó el software estadístico SPSS V. 12.0 (Thrusfield, 1990).

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### Identificación de endoparásitos

Según la Tabla 3, se identificaron 12 especies de endoparásitos de las noventa y ocho muestras de heces analizadas, de las cuales cinco pertenecen al grupo de las coccidias (*E. punoensis*, *E. alpaca*, *E. peruviana*, *E. lamae* y *E. macusanensis*), cinco especies de nematodos, (*Trichuris spp.*, *Lamanema chavez*, *Marshallagia spp.*, *O. Strongylida*, *Capillaria spp*) un trematodo (*Fasciola hepática*) y un huevo de cestodos (*Moniezia benedeni*).

Tabla 3. Especies endoparásitos identificados según sexo, edad y región.

Grupo parasitario	Nº de sp.	Porcentaje	Sexo		Edad			Región		
			M	H	(C. 2)	(C. 3)	(C. 4)	(Cochabamba) Cocapata	(Tarija) Yunchara	(Potosí) Villazón
Coccidias	5	41.7	5	4	3	2	5	4	5	4
Nematodos	5	41.7	4	4	2	4	4	4	3	2
Cestodos	1	8.3	0	1	1	0	0	0	1	1
trematodos	1	8.3	0	1	0	0	1	1	0	0
<b>Total</b>	<b>12</b>	<b>100</b>	<b>9</b>	<b>10</b>	<b>5</b>	<b>7</b>	<b>10</b>	<b>9</b>	<b>8</b>	<b>7</b>

Nº de sp. = Número de especies de endoparásitos; % = Porcentaje; M=Machos; H= Hembras; Categoría 2: (2 a < 3 años); Categoría 3; (entre 3 a <3,5 años); Categoría 4: (>3,5 años).

Se identificó presencia de coccidias tanto en hembras como en machos, en las distintas categorías de edad y regiones estudiadas. En las Figura 5, se muestra imágenes de las especies de coccidias identificados en las muestras de vicuña en las distintas regiones, todas las fotografías fueron tomadas con el objetivo de 40 X 10 X, y amplificando con 5X.

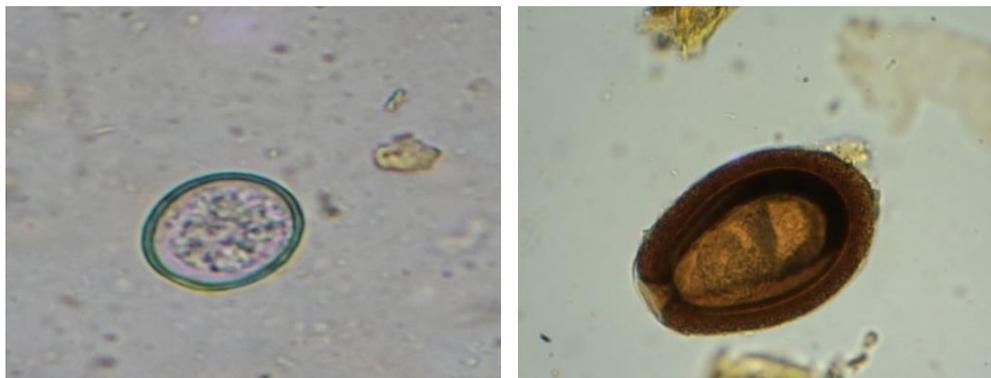


Figura 5. Identificación de coccidias; Ooquiste de *Eimeria punoensis* 17,5 x 20  $\mu\text{m}$  (Izquierda), Ooquiste de *Eimeria macusanensis* 82,5 x 57,5  $\mu\text{m}$  (Derecha).

Al respecto, Beltrán *et al.* (2011) obtuvieron una identificación de cuatro especies de coccidias en vicuñas, (*E. punoensis*, *alpaca*, *lamae*, *macusanensis*.) en la región de Apolobamba - Provincia Bautista Saavedra, coincidiendo con cuatro especies con respecto al presente estudio excepto la *E. peruviana*.

En cuanto a nematodos tuvieron similar presencia como en el caso de las coccidias, observándose su presencia en ambos sexos en edades de 2 a mayores de 3,5 años, se hallaron en mayor presencia en la región de Cocapata (*marshallagia*, *lamanema chavezi*, orden Strongylida, *Trichuris spp.*) y Yunchara (*Trichuris*, orden *Strongylida* y *capillaria spp*) y 2 especies en Villazón (orden *Strongylida* y *trichuris sp*). En la Figura 6, se muestran imágenes de nematodos identificados en las muestras de vicuña en distintas regiones, todas las imágenes fueron tomadas con el objetivo de 40 X.

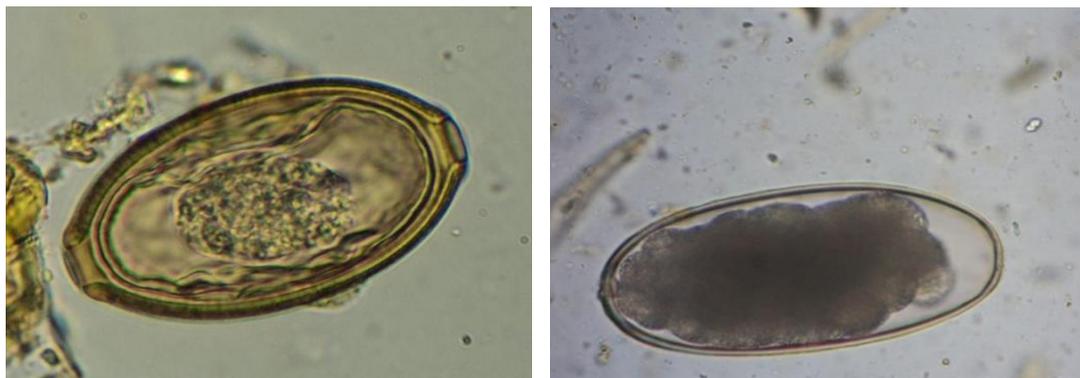


Figura 6. Huevo de Nemátodos identificados en heces de vicuña *Capillaria spp.* 50 x 87,5  $\mu\text{m}$  (Izquierda), huevo de *Marshallagia spp.* 75 x 170  $\mu\text{m}$  (Derecha).

Estos mismos resultados se hallaron en estudios de endoparásitos de vicuñas por Beltrán *et al.* (2011) en las comunidades de Apolobamba, de las cuales cinco especies coinciden con el presente estudio excepto la especies *Nematodirus spp.* Se identificaron dos especies del Phylo platelminto: un cestodo (*Moniezia benedeni*) y un trematodo (*Fasciola hepática*). Hallándose estas dos en hembras; la especie de *M. benedeni* se presentó en vicuñas de la categoría dos, en las regiones de Yunchara y Villazón. Por otro lado, la *F. hepática* se encontró en una vicuña hembra de la categoría 4 en la región de Cocapata del departamento de Cochabamba.

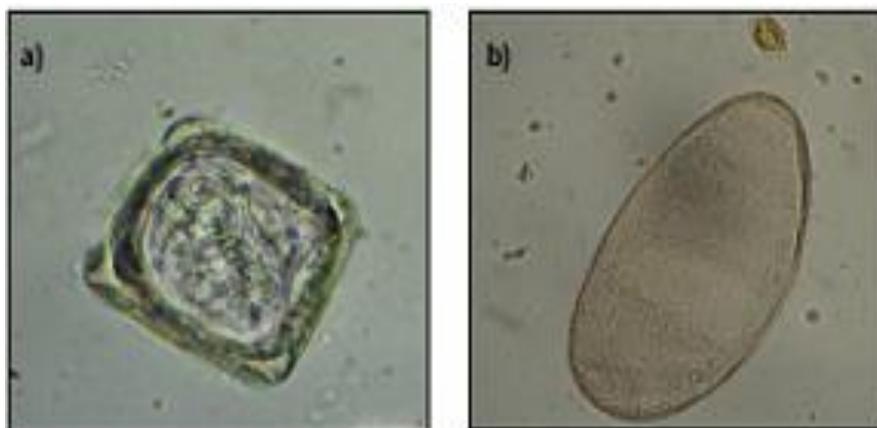


Figura 7. a) Huevo *Moniezia benedeni* 62,5 x 60 µm. b) huevo de *Fasciola hepática*. 82,5 x 187,5 µm.

En este sentido Beltrán *et al.* (2011), en su estudio realizados en vicuñas identifico huevos de cestodos (*Moniezia benedeni*) que fueron identificados en una vicuña juvenil macho, este parasito es exclusivamente de ovejas y es posible el riesgo sanitario para la vicuña. Así mismo, Beltrán *et al.* (2014), en otro estudio en alpacas en la región de Apolobamba, las muestras analizadas resultaron positivas a la especie de Cestodos (*Moniezia expansa*, *Moniezia benedeni*) y el hallazgo de un trematodo (*Fasciola hepática*).

### Prevalencia general

De las 98 vicuñas muestreadas en las tres regiones de Bolivia, en 72 vicuñas (73.5%) se observó algún tipo de parásito. De estas 72 vicuñas, 65 (90.28%) tenían infecciones mixtas encontrándose infecciones de 2 hasta 7 formas parasitarias identificadas (Tabla 4).

Tabla 4. Infecciones parasitarias mixtas en Vicuña (*Vicugna vicugna*) en cuatro sitios de muestreo de tres Regiones de Bolivia.

Tipo de infección mixta encontrada	Número de vicuñas infectadas	Porcentaje
1 tipo de parásito	7	9.7
2 tipos de parásitos	26	36.1
3 tipos de parásitos	19	26.3
4 tipos de parásitos	10	13.8
5 tipos de parásitos	7	9.7
6 tipos de parásitos	1	1.3
7 tipos de parásitos	2	2.7
Total	72	100.0

Estudio similar realizado por Beltrán *et al.* (2011) en la región de Apolobamba – Provincia Franz Tamayo, identificó infecciones mixtas en poblaciones de alpacas en las heces analizadas por Coproparasitología (n = 32) presentaron endoparásitos, hallándose coccidias (100%) en todas ellas, nematodos en 28 muestras (87,5%) y cestodos en una de las heces (3,1%). En la prevalencia por región se observó una presencia generalizada de la *Eimeria punoensis* con un 63,95% en promedio en las cuatro regiones, seguido de la *E. alpaca* (46,73%), *O. Strongylida* (31,85 %) y *Trichuris spp* (31,40 %) respectivamente (Tabla 5).

Tabla 5. Identificación general de parásitos gastrointestinales por Coproparasitología en poblaciones de vicuña (*Vicugna vicugna*) en cuatro sitios de muestreo de tres regiones de Bolivia.

Endoparásitos	Cbba. Cocapata		Potosí, Villazón		Tarija, Yunchara			
	Altamachi (n=37)		Sarcará (n=14)		Sausalito (n=17)		Pulario (n=30)	
	+	P (%)	+	P (%)	+	P (%)	+	P (%)
<b>Coccidias</b>								
<i>E. punoensis</i>	20	54	10	71,4	8	47,1	25	83,3
<i>E. alpaca</i>	14	37,8	9	64,3	10	58,8	9	30
<i>E. peruviana</i>	8	22	4	29	4	24	1	3
<i>E. lamae</i>	3	8,1	2	14,3	3	18	3	10
<i>E. macusanensis</i>	0	0	0	0	0	0	1	3
<b>Nematodos</b>								
<i>Trichuris</i> spp.	8	22	4	28,6	3	18	17	57
<i>Lamanema chavez</i>	5	14	0	0	0	0	0	0
<i>Marshallagia</i> spp.	4	10	0	0	0	0	0	0
<i>O. Strongylida</i>	17	45	6	46	5	29,4	2	7
<i>Capillaria</i> spp.	0	0	0	0	0	0	1	3
<b>Cestodos</b>								
<i>Moniezia benedeni</i>	0	0	0	0	1	6	5	17
<b>Trematodos</b>								
<i>Fasciola hepática</i>	1	3	0	0	0	0	0	0

Cbba = Cochabamba; n = muestras estudiadas; + = Muestras positivas; (%) = Porcentaje de población infectada; Spp. = especies.

No se observaron diferencias significativas asociadas a la edad y sexo para Coccidias, Nematodos y Cestodos. Beltrán *et al.* (2011) en su estudio en el Área Natural de Manejo Integrado Nacional Apolobamba, evaluaron el estado sanitario de vicuñas en contacto con el ganado doméstico, en donde encontró que las heces de vicuñas estudiadas presentaron alto porcentaje de las coccidias *Eimeria punoensis* (n = 27% = 84.4) y *E. alpaca* (n = 29% = 90.6), datos superiores al presente estudio, esto debido a que la prevalencia puede estar influenciada por una serie de factores involucrando animales portadores (adultas o tuis), contaminaciones de pasturas, temperatura y humedad adecuadas para la esporulación de ooquistes, la época del año, así como el manejo de los animales en el tiempo de parición, destete y esquila (Leguía y Casas, 1999).

En el presente estudio para nematodos el porcentaje de prevalencia es superior a las prevalencias reportadas en investigaciones realizadas en alpacas, Pérez y Chávez, (2014) y Beltrán *et al.* (2014) quienes encontraron 4,5 10 % respectivamente.

### Carga parasitaria

La carga parasitaria de *Eimeria* fue leve en ooquistes por gramo de heces (OPG) y se observó en nematodos (*O. Strongylida*) 79 huevos por gramo de heces (HPG) en Altamachi Cochabamba siendo la misma moderada. Para nematodos, nuestros resultados son ligeramente superiores a los obtenidos por Beltrán *et al.* (2014) quienes reportaron una carga parasitaria leve en la cuantificación de endoparásitos (nematodos gastrointestinales) en alpacas (*Vicugna pacos*) en Apolobamba, La Paz- Bolivia. Al igual que Ruiz (2016), reportó también cargas parasitarias leves en nematodos gastrointestinales en vicuñas (*Vicugna vicugna*) en Oruro y La Paz.

### CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos en el presente estudio se identificaron las siguientes especies de endoparásitos: Coccidias (*Eimeria punoensis*, *Eimeria alpaca*, *Eimeria peruviana*, *Eimeria lamae*, *Eimeria macusanensis*), Nematodos (*Trichuris* spp, *Strongylida* spp, *Capillaria* spp, *Lamanema Chavez*, *Marshallagia* spp), Trematodos (*Fasciola hepática*) y cestodos (*Moniezia benedeni*). Se encontró una prevalencia general de 73.5% que presentan algún tipo de paracitos, en cuanto a regiones se observó una presencia generalizada de la *Eimeria punoensis* con un 63,95 % en promedio en las 4 regiones, seguido de la *E. alpaca* (46,73%), *O. Strongylida* (31,85 %) y *Trichuris* spp (31,40 %).

La carga parasitaria fue leve, por lo que se sugiere no realizar tratamiento ya que esto podría generar resistencia y alterar procesos adaptativos de selección natural. Se pudo evidenciar la presencia de *Moniezia benedeni* en vicuñas, este parásito originalmente es hospedado por ovinos y este es el tercer reporte en Bolivia que muestra la adaptación del parásito a nuevos hospederos. Después de hacer una extensa revisión concluimos que el hallazgo de *Fasciola hepática* en una vicuña muestreada en Altamachi Cochabamba, es el primer reporte del trematodo en vicuñas en Bolivia.

## BIBLIOGRAFÍA

- Beltrán, S. L. F., Nallar, G. R., Ayala, G., Limachi, J. M., & Gonzales, R. J. L. (2011). Estudio sanitario de vicuñas en silvestría del Área Natural de Manejo Integrado Nacional Apolobamba, Bolivia Ecol Bolivia. 46(1):14-27.
- Beltrán, S. L. F., Gonzales, A. D., Nallar, G. R., & Ticona, Ch. H. (2014). Estudio coproparasitario y ectoparasitario en alpacas (*Vicugna pacos* Linnaeus, 1758) de Apolobamba, con nuevos registros de Phthiraptera (Insecta) e Ixodidae (Acari). La Paz, Bolivia. pp. 10.
- Cahuana, J. F. (2005). Manual de patología clínica veterinaria, Carrera. Universidad Pública de El Alto. pp. 35 – 49.
- Espinoza, P. M. (2010). Caracterización zoométrica productiva y efecto de factores ambientales en llamas (*Lama glama* L.) del ecotipo “tiwtiri”. Universidad Mayor de San Andrés, p. 91.
- Foreyt, W. J. (2001). Veterinary parasitology reference manual. Blackwell Publishing Profesional, Iowa, usa. pp. 235.
- Gutiérrez, H. (1883). Huevo de Fasciola Hepática. Antioquia.  
<http://aprendeenlinea.udea.edu.com/lms/modle/mod/resource/view.php?inpopu>
- Hendrix, C. M. (1999). Diagnóstico parasitológico veterinario. Harcourt Brace de España S.A., Madrid, España. 325 p.
- Leguía, G., & Casas, E. (1999). Enfermedades parasitarias y atlas parasitológico de camélidos sudamericanos. Editorial del Mar, Lima. p. 190.
- MMAyA (Ministerio de Medio Ambiente y Agua). (2011). Viceministerio de Medio Ambiente, Biodiversidad, Cambios Climáticos y de Gestión y Desarrollo Forestal. Dirección General de Biodiversidad y Áreas Protegidas, informe de la gestión 2009 y 2010 a la xxviii reunión ordinaria comisión administradora del convenio de la vicuña. Arequipa-Perú.
- Pérez, R. H., & Chávez, V. (2014). Helmintiasis y Eimeriasis en alpacas de dos comunidades de Cusco, Perú Rev. Inv. Vet Perú; 25(2): 245-253.
- Sandoval, E., Morales, G., Jiménez, D., Ybarra, N., Barrios, M., & Borges, J. (2011). Comparación entre dos modelos diferentes de cámaras de Mc Master empleadas para el conteo coproscópico en el diagnóstico de infecciones por nematodos gastroentéricos en rumiantes 3 Instituto Universitario Tecnológico del estado Yaracuy, Venezuela. Zootecnia Trop., 29(4): 495-501.2011.
- Suzan-Azpíri, G. F. (2000). La importancia del estudio de las enfermedades en la conservación de fauna silvestre. Mexico: Veterinaria.
- Thrusfield, A. (1990). Epidemiología Veterinaria; Estructura de un cuestionario. Zaragoza, España, Acribia. p. 197,198.
- Ruiz, H. C. (2016). Identificación y Caracterización de la Presencia de Ectoparásitos y Endoparásitos en Vicuñas (*Vicugna vicugna*) en Comunidades de los Departamentos de La Paz y Oruro. Universidad Mayor de San Andrés.
- Ueno, H., & Gutierrez, V. (1983). Manual Para diagnostic das helmintos de rumiantes. Japan international cooperation agency. Tokio – Japan. pp. 53-58.
- Wheeler, J. C. (2006). Historia natural de la vicuña. pp. 25-35. En: Vila, B. (ed.) Investigación, Conservación y Manejo de Vicuñas, Proyecto MACS, Buenos Aires.
- Zajac, A. M., & Comboy, G. A. (2012). Veterinary clínica parasitology. Wiley – blackwell, IOWA, USA. p. 368.