Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú. Decana de América

Dirección General de Estudios de Posgrado
Facultad de Medicina Veterinaria
Unidad de Posgrado

Dinámica de excreción de ooquistes de *Eimeria* spp. en alpacas madres durante la temporada de parición en el CIP la Raya, Puno

TESIS

Para optar el Grado Académico de Magíster en Ciencias Veterinarias con mención en Medicina y Cirugía Animal

AUTOR

Carlos Vladimir ENRIQUEZ AÑAMURO

ASESOR

Ph. D. Raúl Héctor ROSADIO ALCÁNTARA

Lima, Perú

2024



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Enriquez C. Dinámica de excreción de ooquistes de Eimeria spp. en alpacas madres durante la temporada de parición en el CIP la Raya, Puno [Tesis de maestría]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Unidad de Posgrado; 2024.

Metadatos complementarios

Datos de autor	
Nombres y apellidos	Carlos Vladimir Enriquez Añamuro
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	42160079
URL de ORCID	https://orcid.org/0000-0003-2439-5097
Datos de asesor	
Nombres y apellidos	Raúl Héctor Rosadio Alcántara
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	08661836
URL de ORCID	https://orcid.org/0000-0002-4480-8103
Datos del jurado	
Presidente del jurado	
Nombres y apellidos	Sergio Danilo Pezo Carreón
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	24674530
Miembro del jurado 1	
Nombres y apellidos	Luis Antonio Gómez Puerta
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	10810335
Miembro del jurado 2	
Nombres y apellidos	Daniel Alexis Zárate Rendon
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	10306889
Datos de investigación	

Línea de investigación	B.4.1. MEDICINA Y SALUD ANIMAL A.4.1.5. Microbiología y Parasitología Veterinaria
Grupo de investigación	No aplica.
Agencia de financiamiento	Sin financiamiento.
Ubicación geográfica de la investigación	Edificio: Centro de Investigación y Producción - La raya País: Perú Departamento: Puno Provincia: Melgar Distrito: Santa Rosa Centro poblado: Centro poblado Picchu Urbanización: No aplica Manzana y lote: No aplica Calle: Carretera Puno - Cusco Latitud: 14° 30' 33" Longitud: 70° 57' 12"
Año o rango de años en que se realizó la investigación	Diciembre 2018 Enero 2019 Febrero 2019 Marzo 2019
URL de disciplinas OCDE	Ciencia veterinaria https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#4.03.01

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL GRADO ACADÉMICO DE MAGÍSTER EN CIENCIAS VETERINARIAS CON MENCIÓN EN MEDICINA Y CIRUGÍA ANIMAL

En la Sala de Posgrado de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, siendo las 17:00 horas del día miércoles 18 de diciembre del 2024, el Jurado Examinador de Tesis de Grado de Magíster, presidido por el Dr. Sergio Danilo Pezo Carreón y conformado por los siguientes miembros docentes: M.Sc. Daniel Alexis Zárate Rendon, Mg. Luis Antonio Gómez Puerta y el Ph.D. Raúl Héctor Rosadio Alcántara (asesor), se dio inicio a la sustentación oral y pública de la Tesis titulada:

"DINÁMICA DE EXCRECIÓN DE OOQUISTES DE *EIMERIA* SPP. EN ALPACAS MADRES DURANTE LA TEMPORADA DE PARICIÓN EN EL CIP LA RAYA, PUNO", presentado por el Bachiller en Medicina Veterinaria y Zootecnia:

CARLOS VLADIMIR ENRIQUEZ AÑAMURO

Quien sustentó la Tesis para obtener el Grado Académico de Magíster en Ciencias Veterinarias con mención en Medicina y Cirugía Animal y absolvió satisfactoriamente las preguntas y objeciones formuladas por el jurado y practicada la votación obtuvo la calificación de:

_____BUENO, (16) DIECISÉIS _____

A continuación, el Jurado por intermedio de su Presidente recomendó a la Unidad de Posgrado de la Facultad de Medicina Veterinaria, proponga el otorgamiento del Grado Académico de Magíster en Ciencias Veterinarias con mención en Medicina y Cirugía Animal, al Bachiller Carlos Vladimir Enriquez Añamuro.

Siendo las 18:30 horas del día miércoles 18 de diciembre de 2024, se dio por concluido el acto académico, suscribiéndose la presente Acta.

…….....
Dr. Sergio Danilo Pezo Carreón (P.A.D.E.)
Presidente

.....
M.Sc. Daniel Alexis Zárate Rendon
Miembro

.....
Mg. Luis Antonio Gómez Puerta (P.Aux.T.C.)
Miembro

.....
Ph.D. Raúl Héctor Rosadio Alcántara(P.P.T.C)
Miembro Asesor

……
Dr. César Miguel Gavidia Chucán (P.P.D.E.)
Director de la Unidad de Posgrado

UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE
SAN MARCOS
Universidad del Perú, Decana de América

CERTIFICADO DE SIMILITUD

Yo, Raúl Héctor Rosadio Alcántara en mi condición de asesor acreditado con la Resolución Directoral N°030-UPG-FMV-2017 de la tesis, cuyo título es "DINÁMICA DE EXCRECIÓN DE OOQUISTES DE *Eimeria* spp. EN ALPACAS MADRES DURANTE LA TEMPORADA DE PARICIÓN EN EL CIP LA RAYA, PUNO", presentado por el bachiller Carlos Vladimir Enriquez Añamuro para optar el grado de Magister en Ciencias Veterinarias con mención en Medicina y Cirugía Animal.

CERTIFICO que se ha cumplido con lo establecido en la Directiva de Originalidad y de Similitud de Trabajos Académicos, de Investigación y Producción Intelectual. Según la revisión, análisis y evaluación mediante la plataforma PIDS, el documento evaluado cuenta con el 10% de similitud, nivel **PERMITIDO** para continuar con los trámites correspondientes y para su **publicación en el repositorio institucional.**

Se emite el presente certificado en cumplimiento de lo establecido en las normas vigentes, como uno de los requisitos para la obtención del grado/ título/ especialidad correspondiente.

Lima, 04 de noviembre de 2024

Firma del Asesor:

Nombres y Apellidos del asesor: Raúl Héctor Rosadio Alcántara

DNI: 08661836

DEDICATORIA

A mis queridos padres, quienes me inculcaron la cultura del estudio y trabajo. Este logro es el testimonio de su sacrificio y amor.

A mi esposa y mi amado hijito, por su amor y apoyo. Gracias por ser mi fortaleza en todo momento.

AGRADECIMIENTOS

A la Unidad de Posgrado (UPG) y plana de docente de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Símbolo de prestigio y liderazgo en Medicina Veterinaria. Gracias por la formación académica y por haberme dado la oportunidad de desarrollarme profesionalmente.

Al PhD. Raúl Héctor Rosadio Alcantara, por su apoyo como asesor, a PhD(c) Raquel Watanabe Watanabe, cuyo conocimiento y orientación han sido fundamentales para el desarrollo de este trabajo de investigación.

A los miembros del jurado revisor del presente trabajo de investigación, por sus valiosos aportes y sugerencias.

A la Dra. Amanda Chávez Velásquez, y personal del Laboratorio de Parasitología de la FMV-UNMSM por la capacitación realizada, por permitir el uso de las instalaciones para el procesamiento de las muestras.

Al Director y personal del Centro de Investigación y Producción «La Raya» (CIP) de la Universidad Nacional del Altiplano (UNAP), Puno, Perú, por su ayuda en las agotadoras jornadas de trabajo, por permitirme realizar el uso de la infraestructura y de los animales para la ejecución de este trabajo de investigación.

ÍNDICE

RESUMEN 6

ABSTRACT 7

LISTA DE CUADROS 8

LISTA DE FIGURAS 9

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN 10

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA 12

2.1. Importancia económica de la crianza de la alpaca (*Vicugna pacos*) 12

2.2. Eimeriosis en camélidos sudamericanos 13

2.2.1. Clasificación taxonómica y características del género Eimeria 14

2.2.2. Especies de Eimeria 15

2.2.2.1. ***Eimeria punoensis***

2.2.2.2. *Eimeria alpacae*

2.2.2.3. *Eimeria lamae*

2.2.2.4. *Eimeria macusaniensis*

2.2.3. Ciclo biológico 16

2.2.3.1. **Esporogonia**

2.2.3.2. **Esquizogonia, Merogonia o División Múltiple (etapa asexual)**

2.2.3.3. **Gamogonia (etapa sexual)**

2.2.4. Patogenia 19

2.2.5. Epidemiología 20

2.3. Diagnóstico de la eimeriosis en camélidos sudamericanos 23

2.4. Tratamiento 23

2.5. Control y Prevención 24

III. MATERIALES Y MÉTODOS 26

3.1. Lugar y tiempo de estudio **26**

3.2. Animales y tamaño de muestra **26**

3.3. Obtención de muestras **28**

3.4. Procesamiento de muestras **28**

3.4.1. Método de Flotación fecal con solución saturada de azúcar **29**

3.4.2. Esporulación de ooquistes e identificación de especies de Eimeria **30**

3.5. Análisis de la información **30**

IV. RESULTADOS **32**

4.1. Especies de Eimeria **32**

4.2. Prevalencia de Eimeria spp. en función del tiempo **36**

4.3. Dinámica de excreción de ooquistes **36**

4.4 Regresión binomial negativa **37**

V. DISCUSIÓN **42**

VI. CONCLUSIONES **48**

VII. RECOMENDACIONES **49**

VIII. LITERATURA CITADA **50**

IX. APÉNDICE **56**

RESUMEN

Se colectó la información de 50 alpacas gestantes de raza Huacaya clínicamente sanas con edades de 3 a 12 años, las que fueron distribuidas en tres grupos etarios o categorías (C: 3-4, D1: 5-8, D2: 9-12 años) durante la temporada de parición, estableciéndose la dinámica de excreción en un periodo de 7 semanas (2 semanas preparto a 4 semanas post parto) en la estación experimental La Raya, Puno. Las muestras se procesaron mediante la técnica de Flotación en solución saturada de azúcar (solución de Sheather) para hallar la presencia de ooquistes y el método de McMaster en solución saturada de azúcar para determinar la carga de ooquistes por gramo de heces (opg) de *Eimeria* spp. Se identificó cuatro (*E. punoensis, E. alpacae, E. lamae, E. macusaniensis*) de las cinco especies reportadas en camélidos sudamericanos, lo que reafirma el papel de los animales adultos como reservorios o portadores. En el estado fisiológico del post parto se determinó una diferencia significativa entre las dos semanas preparto y todas las de posparto, así como entre una semana previa al parto con la semana durante el parto y posparto, y entre la semana del parto con la segunda y tercera semana posparto, en la que se reportó el recuento más elevado de opg. Del muestreo periódico de los 50 animales durante las siete semanas, se detectó un rango de carga total de las muestras oscilando desde 50 hasta 1850 opg, encontrándose diferencia significativa en los opg entre las distintas especies, siendo *E. alpacae* y *E. punoensis* las más frecuentemente excretadas. Se realizó una comparación de los Intervalos de confianza al 95% de cada categoría y del promedio de opg en cada categoría *E. punoensis* presentó una prevalencia mayor en 15% respecto a *E. alpacae* ($p<0.001$; IC95% 1.08-1.22). *E. macusaniensis* presentó una prevalencia menor en 95% respecto a *E. alpacae* ($p<0.001$; IC95% 0.03-0.08). *E. lamae* presentó una prevalencia menor en 80% respecto a *E. alpacae* ($p<0.001$; IC95% 0.15-0.25). La carga de opg de *E. alpacae* y *E. punoensis* fue estadísticamente similar en las dos semanas previas al parto, así como entre *E. macusaniensis* y *E. lamae*. Sin embargo, a partir del parto hasta la semana 4 posparto se observó diferencia estadística entre *E. alpacae* y *E. punoensis*

Palabras claves: dinámica de excreción, *Eimeria* spp., ooquistes, alpacas madre, Puno, Perú

ABSTRACT

Information was collected from 50 clinically healthy, gestating Huacaya alpacas aged between 3 and 12 years. These alpacas were categorized into three age groups (C: 3-4 years, D1: 5-8 years, D2: 9-12 years) during the birthing season. The excretion dynamics were established over a 7-week period (2 weeks prepartum to 4 weeks postpartum) at La Raya Experimental Station, Puno. Samples were processed using the flotation technique in a saturated sugar solution (Sheather's solution) to detect the presence of oocysts and the McMaster method in saturated sugar solution to determine the oocyst count per gram of feces (opg) for *Eimeria* spp. Four of the five species reported in South American camelids were identified (*E. punoensis, E. alpacae, E. lamae, E. macusaniensis*), reaffirming the role of adult animals as reservoirs or carriers. A significant difference was observed in the physiological state postpartum, between the two weeks prepartum and all postpartum weeks, as well as between one week prior to parturition and the week during parturition and postpartum, and between the week of parturition and the second and third weeks postpartum, where the highest oocyst count per gram was reported. From the periodic sampling of the 50 animals over the seven weeks, a total oocyst count range from 50 to 1850 opg was detected, with significant differences in opg among the various species. *E. alpacae* and *E. punoensis* were the most frequently excreted species. A comparison of the 95% confidence intervals for each category and the average opg in each category was performed. *E. punoensis* showed a 15% higher prevalence than *E. alpacae* ($p<0.001$; 95% CI 1.08-1.22). *E. macusaniensis* showed a 95% lower prevalence than *E. alpacae* ($p<0.001$; 95% CI 0.03-0.08). *E. lamae* showed an 80% lower prevalence than *E. alpacae* ($p<0.001$; 95% CI 0.15-0.25). The opg load *of E. alpacae* and *E. punoensis* was statistically similar in the two weeks prior to parturition, as well as between *E. macusaniensis* and *E. lamae*. However, from parturition to week 4 postpartum, a statistical difference was observed between *E. alpacae* and *E. punoensis*.

Key words: excretion dynamics, *Eimeria* spp., oocysts, mother alpaca, Puno, Peru

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Prevalencia de ooquistes de Eimeria spp en heces de alpacas madres del CIP La Raya, Puno, Perú (diciembre 2018 - marzo 2019) en las semanas del periparto estratificado por especie y tiempo (n = 50)…… …….. 38

Cuadro 2. Recuento promedio de ooquistes por gramo de heces (opg) de Eimeria spp en heces de alpacas madres del CIP La Raya, Puno, Perú (diciembre 2018 - marzo 2019) estratificado por especie y tiempo de periparto ……..…… 39

Cuadro 3. Modelos de regresión binomial negativa simples y múltiple teniendo como variables independientes semana periparto y especie de Eimeria spp. Recuento de ooquistes (opg) es la variable outcome. Los valores individuales menores a 50 opg se reemplazaron por 50 opg y los individuos negativos se trasformaron en cero. ……. 41

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo biológico de *Eimeria* spp.……7
Figura 2. La pica o geofagia en crías de alpacas……..21
Figura 3. Dormidero húmedo en época de lluvias 22
Figura 4. Manejo de alpacas hembra de raza Huacaya en el CIP La Raya 27
Figura 5. Colección de muestras.....28
Figura 6. Ooquistes de Eimeria 31
Figura 7. Ooquistes de *Eimeria punoensis*.....33
Figura 8. Ooquistes de *Eimeria alpacae*. 33
Figura 9. Ooquistes de *Eimeria lamae*.....33
Figura 10. Ooquistes de *Eimeria macusaniensis*.....34
Figura 11. Ooquistes de *Eimeria* spp. por método de Flotación fecal en solución saturada de azúcar 35
Figura 12. Dinámica de la prevalencia de Eimeria spp en heces de alpacas madres del CIP La Raya, Puno, Perú (diciembre 2018 - marzo 2019) en las semanas del periparto estratificado por especie y tiempo. 35
Figura 13. Dinámica de la recuento de ooquistes de *Eimeria* spp en heces (opg) de alpacas madres del CIP La Raya, Puno, Perú (diciembre 2018 - marzo 2019) en las semanas del periparto estratificado por especie y tiempo. Los valores individuales menores a 50 opg se reemplazaron por 50 opg y los individuos negativos se tranformaron en cero…..…….38

I. INTRODUCCIÓN

La alpaca (*Vicugna pacos*) es una especie oriunda de los andes sudamericanos que tiene como ancestro a la vicuña (Wheeler, 2016). Su crianza se realiza, principalmente, en el sur del Perú, oeste de Bolivia, centro de Ecuador y norte de Argentina. La mayor parte de la población está distribuida en altitudes de 3600–5400 msnm en América del Sur, donde son fuente de carne, fibra y transporte, además que sus heces se usan como combustible y fertilizante (Diaz *et al.*, 2016). En la meseta del Collao se encuentra la región Puno donde se concentra la mayor cantidad de cabezas de alpacas a nivel nacional y mundial. El 85% de la población de alpacas está en manos de los pequeños productores (INEI, 2014). La mayoría de los productores poseen parcelas menores a 100 hectáreas de pastos naturales en las que crían rebaños de 50 a 100 alpacas en promedio. Esta actividad económica involucra a 2.9 millones de habitantes, lo cual representa un 11% de la población nacional (Brenes, 2001).

La producción se encuentra limitada por diversos factores como la baja tasa de natalidad y la elevada tasa de mortalidad neonatal que causan significativas pérdidas económicas a los productores. Las enfermedades infecciosas del tracto intestinal y respiratorio son las principales causales de morbilidad y/o mortalidad en etapas muy tempranas de las crías (Guerrero y Leguía, 1987).

Los principales agentes infecciosos involucrados en las enteropatías en crías de alpacas son *Eimeria* spp., *Cryptosporidium* spp., *Giardia* spp., *Salmonella* spp., *Escherichia coli*, rotavirus y coronavirus (Cebra *et al*., 2003; Rojas *et al*., 2016).

Las especies del género *Eimeria* son organismos protozoarios intracelulares cuyo desarrollo se da en las células intestinales, dando como resultado la destrucción de las células en las que se

multiplican. Cinco especies han sido reportadas en camélidos sudamericanos. Tres de ellas (*E. lamae, E. alpacae* y *E. punoensis*) se replican en células intestinales maduras y las dos restantes (*E. macusaniensis y E. ivitaensis*) en el epitelio de las criptas, motivo por el que son consideradas potencialmente más patógenas (Palacios *et al*., 2005).

La eimeriosis es causante de una importante tasa de morbilidad y mortalidad en crías de camélidos sudamericanos (Dubey, 2018; Rosadio *et al*., 2010; Palacios *et al*., 2005). Rodríguez *et al.* (2012) encontró una prevalencia de 87.5% en crías menores de tres meses. Díaz *et al*. (2016) reportó una prevalencia de 64.3% en crías antes del destete, y Cordero *et al*. (2011) encontró una frecuencia de 46.2% en 22 rebaños muestreados.

Estudios histopatológicos revelan la coexistencia de *Clostridium spp* y *E. macusaniensis* en lesiones hemorrágicas en muestras intestinales de crías (Palacios, 2006; Rosadio et al., 2010), por lo que la eimeriosis podría ser un factor asociado o predisponente en casos fatales causados por el complejo enterotoxigénico neonatal en camélidos sudamericanos (Rosadio *et al*., 2012).

Existe una alta prevalencia de *Eimeria* spp. en crías debido a las deficientes condiciones sanitarias, sobrepoblación animal, ausencia de programas de control y prevención de la enfermedad (Rodríguez *et al*., 2012), por lo que es necesario evaluar a las posibles fuentes de contagio. Las infecciones a edades muy tempranas sugieren que las alpacas hembras en el periodo del periparto pueden actuar como portadoras asintomáticas y representarían un factor de riesgo. El objetivo del presente estudio fue elucidar si las madres gestantes son portadoras asintomáticas y fuente de infección de especies de *Eimeria* durante el periodo perinatal. Un mayor entendimiento de la dinámica de la infección permitirá implementar tratamientos, así como estrategias de manejo y prevención dirigidas a reducir la contaminación de dormideros y canchas de pastoreo con ooquistes y, por ende, reducir las tasas de contagio en neonatos.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

II.1. Importancia económica de la crianza de alpaca (*Vicugna pacos*)

La ganadería de camélidos sudamericanos constituye una de las actividades productivas y económicas más importantes de las comunidades campesinas ubicadas por encima de los 2,500 msnm. Según las características fenotípicas, se distinguen dos variedades de alpacas: Huacaya y Suri. El último censo oficial contabilizo 2'909,212 Huacayas y 442,013 Suris (INEI, 2014). Los productos principales derivados de la crianza de alpacas son la carne y fibra, siendo ambos los más aprovechados por su nivel de procesamiento industrial y artesanal (Barrantes *et al*., 2018). La fibra se comercializa a través de intermediarios (70%), productores de hilados artesanales (10%), agentes comerciales (17%) y un pequeño porcentaje (3%) es destinado al autoconsumo (Saldaña, 2017). En Perú, más de 150 mil familias, dependen de esta actividad, principalmente, en zonas de pobreza y pobreza extrema (Barrantes *et al*., 2018).

Con un número aproximado de 5 millones de camélidos, llamas (*Lama glama*), alpacas (*Vicugna pacos*), guanacos (*Lama guanicoe*) y vicuñas (*Vicugna vicugna*), Perú es el principal productor de camélidos del mundo. Las alpacas constituyen cerca del 74% del total de camélidos (INEI, 2014), siendo Puno, Cusco, Arequipa y Huancavelica las regiones con mayores poblaciones. Actualmente, también se distribuyen en América del Norte, Europa, Australia, Nueva Zelanda, Sudáfrica y Japón (Hyuga y Matsumoto, 2016).

En Latinoamérica la crianza de camélidos está mayormente difundida en los países como Perú, Bolivia, Chile y Argentina (Velázquez 2014). En el sur andino peruano se encuentra el núcleo

productivo de la alpaca. Lamentablemente, la cadena de valor se encuentra afectada por diversos problemas los que afectan negativamente la producción. La elevada morbilidad y mortalidad de las crías sigue siendo aún el factor principal que limita la productividad, siendo las enteropatías y los procesos respiratorios agudos son las patologías más frecuentes en las crías (Ramírez *et al*., 1991)(Cebra et al., 2003); en animales adultos las enfermedades parasitarias afectan el estado general, reduciendo la productividad o afectan a la calidad de los productos, como la sarcocistiosis que afecta a la carne y los ectoparásitos que afectan la calidad de la fibra (Fernández Baca, 2005)

El ámbito ecológico también se ve afectado debido a la ausencia de programas de manejo de pastizales, lo que resulta en una degradación progresiva de los suelos y pasturas naturales, a causa del sobrepastoreo, así mismo el incremento de las sequias y diversos fenómenos climáticos severos, causan la desertificación en las praderas (Rivasplata, 2012). En el ámbito de la comercialización cabe mencionar que el precio de la fibra es impuesto por el mercado, debido a esto los precios son generalmente bajos, la producción de fibra por unidad alpaca (1.4 kg de fibra de alpaca/unidad) es anual o bianual, y es poca la generación de valor agregado en la cadena productiva. Es notoria la falta de organizaciones y asociaciones que puedan apelar por el bienestar comunal, además hay que considerar el aumento de la migración, especialmente del sector juvenil, de la zona rural a la zona urbana (Sánchez, 2015).

II.2. Eimeriosis en camélidos sudamericanos

La eimeriosis o coccidiosis es una enfermedad parasitaria de los vertebrados, incluidos los rumiantes domésticos y camélidos sudamericanos (Taylor *et al*., 2016; Jolley y Bardsley 2006) *Eimeria* es un parásito hospedero-específico, esto significa que una especie que infecta a los bovinos no puede infectar a camélidos y viceversa (Keeton y Navarre, 2018). Las infecciones con múltiples especies que poseen diversos grados de patogenicidad son comunes (Keeton y Navarre 2018). Arnao (1951) reportó por primera vez *Eimeria* spp. en heces de alpacas. Chávez (1959) encontró una frecuencia del 17% de ooquistes de *Eimeria* en 2109 muestras fecales. Chávez y Guerrero (1960) encontraron *Eimeria* spp. en intestino de una alpaca y en el 14% de heces de 300 alpacas. Guerrero (1967) describió y nombró tres especies de *Eimeria*: *E. alpacae, E. punoensis* y *E. lamae* (*Eimeria* pequeñas). Guerrero *et al.* (1971) describieron y nombraron la especie *E. macusaniensis*. Posteriormente, Leguía y Casas (1998) describieron la quinta especie de *Eimeria* (*E. ivitaensis*), que es la menos frecuentemente reportada en diversos estudios (Dubey, 2018).

Oficialmente, han sido reportadas cinco especies de *Eimeria* en camélidos sudamericanos (*E. lamae, E. alpacae, E. punoensis, E. macusaniensis y E. ivitaensis*), las que se agrupan en dos

categorías: pequeñas y grandes (Cebra, 2014). *E. macusaniensis y E. ivitaensis* son las especies grandes (Levine, 1973). Las especies de *Eimeria* en camélidos sudamericanos son morfológicamente distintas (tamaño y forma), se pueden identificar sin necesidad de esporulación (Dubey, 2018).

La morfología de los ooquistes son variables pudiendo ser esféricas (*E. punoensis*), ovoides (*E. alpacae*) o elipsoidales (*E. lamae*) y varían de tamaño la especie. La pared del ooquiste está formada por dos capas. Un ooquiste esporulado presenta cuatro esporoquistes y cada uno contiene dos esporozoítos. Los esporozoitos presentan un citoplasma granular y un núcleo (Soulsby, 1987).

Aunque fueron reportadas en distintos estratos etarios, por lo general, los animales más susceptibles y con mayor riesgo de padecer la enfermedad clínica son aquellos con edades comprendidas de 2 semanas a 4 meses de edad (Jolley y Bardsley 2006, Rodríguez *et al*., 2012). La asociación de las especies de *E. macusaniensis* y *E. lamae* es considerada como las más patógena debido al lugar de replicación durante la gametogonia, las células intestinales a nivel de las criptas y células epiteliales intestinales del hospedero, lo que conlleva a la destrucción de la mucosa intestinal (Cebra *et al*., 2003).

II.2.1. Clasificación taxonómica y características del género *Eimeria*

Las especies de *Eimeria* en rumiantes y en camélidos son estrictamente específicas de su hospedero y completan su ciclo de desarrollo y reproducción en el tracto digestivo de un hospedero genéticamente compatible (Jolley y Bardsley 2006).

Subreino: Protozoa
Phylum: Apicomplexa
Clase: Sporozoea "esporozoarios"
Subclase: Coccidia
Orden: Eucoccidia
Familia: Eimeridae
Género: *Eimeria*

Todos los coccidios presentan complejo apical y carecen de medios definidos de locomoción, sus estadios intracelulares son el esporozoito y el merozoito. El complejo apical está compuesto por un grupo de estructuras que tienen la función de ingresar a la célula, razón por la que son denominados apicomplejos (Apicomplexa), y se encuentra presente tanto en el esporozoito como

en el merozoito. El complejo apical está formado por distintas estructuras, las más relevantes son (García y Rivera, 2017):

- Conoide y anillo polar: conjunto de microtubulos dispuestos en espiral, tiene como función la facilitar el ingreso a las células.
- Rhoptria: cuerpo secretor
- Micronemas: vesículas secretoras

II.2.2. Especies de *Eimeria*

II.2.2.1. Eimeria punoensis

El ooquiste posee una forma elipsoidal a ovoide, y el tamaño es de 17 a 22µ x 14 a 18µ (Guerrero 1967). *E. punoensis* es aproximadamente 16% más larga que ancha, el casquete polar apenas es visible por microscopía óptica estándar, presenta una pared con dos membranas y un cuerpo de Stieda que es apenas perceptible (Cebra, 2014). El período prepatente es de aproximadamente 10 días (Barrington, 2014).

II.2.2.2. Eimeria alpacae

El tamaño del ooquiste de es de 22 a 26µ x 18-21µ. Presenta una forma elipsoidal a ovoide, pared con doble membrana, micrópilo y cuerpo de Stieda apenas perceptible. El período prepatente es de aproximadamente 16–18 días (Guerrero, 1967).

II.2.2.3. Eimeria lamae

Es la coccidia más dañina del grupo de las *Eimeria* pequeñas (Guerrero, 1971). El tamaño del ooquiste es de 30 a 40µ x 21-30µ y presenta una forma elipsoidal a ovoide (Guerrero 1967). *E. lamae* es aproximadamente 60% más larga que ancha, tiene un casquete polar claramente visible (Cebra 2014), doble membrana, micrópilo prominente y cuerpo de Stieda fácilmente perceptible (Guerrero, 1967).

II.2.2.4. Eimeria macusaniensis

Los ooquistes de *E. macusaniensis* son morfológica y biológicamente distintos a las demás especies, y presentan una forma parecida a una semilla de sandilla (Guerrero, 1967). En la Patagonia, Argentina, se realizó un examen parasitológico en coprolitos de momias de llama que

datan de aproximadamente 10,000 años (período Holoceno), encontrándose ooquistes de *E. macusaniensis y E. ivitaensis* (Fugassa *et al*., 2008; Velázquez *et al*., 2014). De forma similar, fueron reportados en coprolitos de Chile que datan del período preincaico (Fugassa *et al*., 2008). Estos hallazgos indican que *Eimeria* ha estado presente por más de dos siglos (Levine, 1973). Los ooquistes de *E. macusaniensis* tardan más tiempo en esporular, lo que podría deberse a el grosor de la pared del ooquiste (Rohbeck *et al.*, 2003).

La pared está compuesta por tres membranas. La embrama externa es gruesa y granular de color marrón oscuro. La estructura del ooquiste que protege a los esporozoitos infecciosos del ambiente letal (Jolley y Bardsley, 2006). Los ooquistes de *E. macusaniensis* esporulan en 9 días a 30 ° C, en 21 días a 18-25 ° C, pero los ooquistes no esporulan a 6–7 ° C (Rohbeck *et al*., 2003). El período pre patente es de aproximadamente 33 días para *E. macusaniensis* (Barrington, 2014). Existe una evidencia creciente de que *E. macusaniensis* es la más dañina en general (Guerrero *et al.*, 1971).

II.2.3. Ciclo biológico

El ciclo biológico es similar en las diferentes especies de *Eimeria* spp. (**Figura 1**), aunque la duración del ciclo exógeno y endógeno es variable. De igual manera, el período prepatente (tiempo desde la ingestión de ooquistes infectivos hasta la eliminación de ooquistes no infectivos en las heces) varía entre las distintas especies y puede oscilar entre aproximadamente 10 días (*E. punoensis*) y 33 días (*E. macusaniensis*) (Barrington, 2014). Por esta razón, el ciclo biológico tardará de dos a cuatro semanas en completarse, esto dependiendo de la especie de *Eimeria* y las condiciones ambientales (Soulsby, 1982). Asimismo, dependiendo de la especie, toma de 14 a 21 días el comienzo de la merogonía hasta la liberación de ooquistes (Jolley y Bardsley 2006). Comprender el ciclo de biológico es necesario para realizar un tratamiento y control adecuados (Keeton y Navarre, 2018).

El ciclo biológico se divide en 2 fases: una fase exógena (vida libre en el medio ambiente) y una fase endógena (fase parasitaria dentro del hospedero) (Keeton y Navarre, 2018). En la **fase endógena** se desarrollan dos etapas dentro de las células intestinales de un hospedero y se conocen como **la fase asexual o esquizogonía** y la **fase sexual o gametogonía**. La **fase exógena o esporogonía** es donde ocurre la esporulación del ooquiste y ocurre en el medio ambiente fuera del hospedero (Jolley y Bardsley, 2006).

Después de la ingestión de los ooquistes esporulados (maduros), se liberan 8 esporozoitos que penetran las células epiteliales (Cebra, 2014). La fase endógena comienza con la ingestión de ooquistes esporulados, se liberan los esporozoitos que invaden a las células intestinales mediante el complejo apical. Una vez en la célula, se forma el **trofozoíto**, estructura temporal que marca el inicio de la fase de **esquizogonia o merogonia**. Se forma el **esquizonte (meronte)** que se multiplica de manera asexual (división del citoplasma) para generar merozoitos, los que invaden nuevas células por medio del complejo apical, realizando nuevamente un ciclo de esquizogonia o iniciando la fase de **gametogonia** (reproducción sexual) (Keeton y Navarre, 2018).

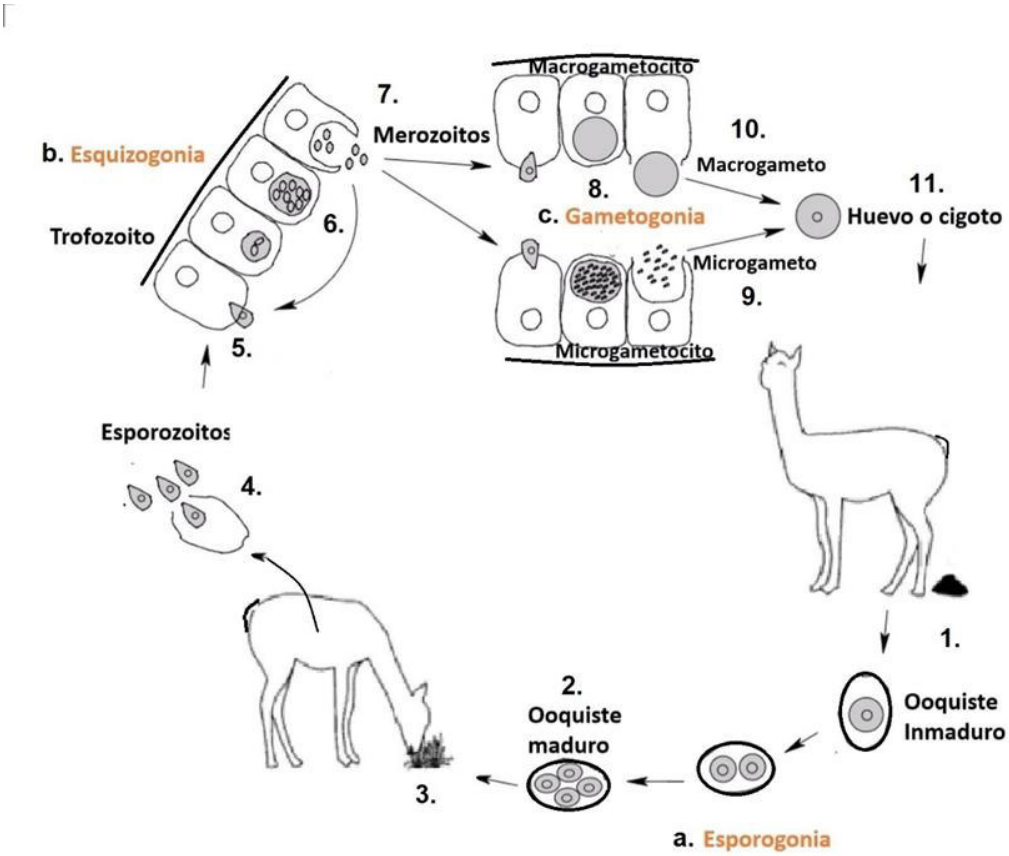

Figura 1. Ciclo biológico de *Eimeria* spp. (a) Esporogonia: 1. Ooquistes inmaduros en heces 2. Esporulación de ooquistes. **(b) Esquizogonia:** 3. Infección inicial por ingestión de ooquistes esporulados (maduros) 4. Liberación de esporozoitos 5. Invasión de las células de la mucosa intestinal por esporozoitos 6. Primer estadio de esquizonte 7. Liberación de merozoitos. **(c) Gametogonia:** 8. Formación de gametocitos masculinos y femeninos 9. Microgametocito (masculino) 10. Macrogametocito (femenino) 11. La pared del ooquiste se forma alrededor del macrogameto fertilizado (cigoto) convirtiéndose en ooquiste. Elaboración propia.

2.2.3.1. Esporogonia

Es el desarrollo de la fase infectiva del ooquiste. Cuando el ooquiste no esporulado de *Eimeria* spp. se expone a condiciones ambientales adecuadas, temperatura, oxígeno y humedad, desarrolla cuatro subquistes llamados esporoquistes. Cada esporoquiste contiene dos esporozoitos, lo que da lugar a un total de ocho unidades infecciosas básicas por cada ooquiste (García y Rivera, 2017).

2.2.3.2. Esquizogonia, Merogonía o División Múltiple (etapa asexual)

La infección inicia cuando un hospedero ingiere de manera accidental los ooquistes infecciosos junto con alimentos o agua contaminados. Las enzimas digestivas del hospedero infectado descomponen la membrana externa de los ooquistes y esporoquistes, activando los esporozoítos (Jolley y Bardsley, 2006). Los esporozoítos valiéndose del complejo apical, penetran las células intestinales (epiteliales o glándulas cripticas), especialmente, de la parte terminal del yeyuno, íleon y colon en su porción anterior (Leguía y Casas 1999).

Desde el comienzo de la fase de merogonía hasta la liberación de ooquistes al lumen intestinal requiere aproximadamente de 14 a 21 días, dependiendo de la especie de coccidia, el hospedero, la dosis infecciosa de ooquistes, el estado fisiológico y la edad del hospedero. Los ciclos iniciales de merogonía normalmente comienzan en el parte inferior del duodeno o yeyuno del hospedero y avanza con cada ciclo sucesivo, razón por la cual la gametogonía ocurre mayormente en el íleon inferior, ciego y el colon (Jolley y Bardsley, 2006). Palacios (2004) reportó la localización extraepitelial de *E. macusaniensis*, hallando microgamontes en quilíferos y lámina propia del intestino delgado, localizándose, en algunos casos, en el ciego y colon.

Después de la maduración de los merontes, la célula hospedera parasitada se rompe, liberando merozoitos que ingresan a otras células y repiten el ciclo o progresan a gametogonía. Esta etapa implica dos o más ciclos en los que se producen merozoitos por fisión asexual múltiple (Jolley y Bardsley 2006).

2.2.3.3. Gametogonia (etapa sexual)

Es la etapa terminal en el hospedero. Los merozoitos producidos en la fase final de la merogonía entran en las células y producen macrogamontes o microgamontes. Los macrogamontes maduros o macrogametos son algo análogos a los óvulos de mamíferos, y los microgamontes maduros a microgametos son análogos a los espermatozoides. Los microgametos flagelados liberados de las

células hospedero entran en las células que contienen un macrogameto y fertilizan el macrogameto para producir un cigoto. La pared del quiste impermeable se forma alrededor del cigoto y da lugar al ooquiste, que se descarga desde la célula hospedero hacia la luz intestinal (Jolley y Bardsley 2006).

II.2.4. Patogenia

Las especies del género *Eimeria* son protozoarios unicelulares cuyo desarrollo resulta en la destrucción de las células intestinales a las que parasita en las fases de su ciclo biológico (reproducción sexual y asexual), esto implica la perdida de tramos de revestimiento epitelial (Jolley y Bardsley, 2006). La gravedad del cuadro patológico depende de diversos factores, principalmente el estado inmunitario (exposición previa), estado fisiológico, la edad del hospedero, la especie de *Eimeria*, la dosis infectiva ingerida, la localización (criptas intestinales o células epiteliales) y el número de ciclos reproductivos de las especies implicadas. De las 5 especies de *Eimeria* descritas en camélidos, la asociación de *E. lamae y E macusaniensis,* ha sido reportada como la causante de severas patologías relacionadas a la morbilidad y mortalidad de crías de alpaca (Palacios *et al.,* 2004; Rosadio *et al*., 2012). La severidad del cuadro patológico depende de la dosis ingerida de ooquistes infectivos y de factores relacionados con el hospedero como estrés, edad, condición física, susceptibilidad genética y el grado de inmunidad desarrollado a partir de infecciones anteriores (Jolley y Bardsley, 2006).

El tiempo comprendido desde la ingestión del ooquiste infectivo (ooquiste esporulado) hasta la eliminación de ooquistes no esporulados en las heces se denomina **período prepatente** y varía entre distintas las especies de coccidios (Barrington, 2014). Sin embargo, la mayoría del daño intestinal se produce antes de que se produzcan los ooquistes, por lo que se puede se pueden observar cuadros clínicos antes de que los ooquistes sean detectados en las heces (Rickard, 2014). Los signos clínicos en camélidos sudamericanos son pérdida de peso, letargo y diarrea (Cebra *et al*., 2007). Otros síntomas observados en rumiantes incluyen anorexia, diarrea mucoide y hemorrágica (Georgi, 1980).

El ciclo sexual y asexual de las *Eimeria* se desarrolla dentro de las células intestinales del hospedero, causando la destrucción de las células en las que se multiplica en cada ciclo de su desarrollo (Jolley y Bardsley 2006; Cebra, 2014). La gravedad del cuadro clínico se encuentra relacionada con el grado de destrucción y pérdida generalizada de la mucosa intestinal (Cebra, 2014), que ocurre, generalmente, durante la gametogonia y desarrollo de los ooquistes en las células epiteliales de la lámina propia del íleon (sección posterior), ciego y colon (Jolley y

Bardsley, 2006). La eimeriosis se asocia con anorexia, diarrea acuosa o hemorrágica, letargo, poca ganancia de peso, deshidratación, shock, coma y eventualmente muerte (Guerrero *et al.,* 1971; Schrey, 1991; Rosadio y Ameghino, 1991; Lenghaus *et al.,* 2004).

Los ciclos iniciales de la fase de merogonia normalmente comienzan en la parte inferior del duodeno o yeyuno del hospedero y progresan con cada ciclo sucesivo. La sección terminal del yeyuno y la totalidad íleon se encuentran particularmente afectadas. Ocasionalmente, en la necropsia se observan mucosas hemorragias o edematosas y puede tener áreas pseudomembranosas, necróticas o lesiones blancas puntiformes (Guerrero *et al.,* 1971 y Palacios *et al.,* 2005).

Las lesiones histopatológicas comprenden la pérdida de la mucosa y acortamiento de las vellosidades intestinales, la submucosa a menudo presenta infiltrados hemorrágicos o eosinófilicos. En casos graves, se observa pérdida de la membrana basal, presencia de formas inmaduras y maduras de *Eimeria* (Cebra, 2014). Dependiendo de la severidad del daño a nivel intestinal, puede ocurrir una recuperación parcial o completa del tejido (Jolley y Bardsley, 2006).

La eimeriosis puede facilitar la enfermedad clostridial, ya que la disminución del tránsito intestinal y el daño de la mucosa permiten la colonización bacteriana. Un mayor daño en la mucosa permite una mayor absorción sistémica de las toxinas (Rosadio *et al.,* 2010). La pérdida de proteínas es considerable, por lo que la hipoproteinemia es una anomalía sanguínea frecuente. La anemia, la hiponatremia y la hipocloremia son anomalías comunes (Cebra, 2014).

II.2.5. Epidemiologia

La eimeriosis es una enfermedad infecciosa emergente en la crianza de camélidos y ha empezado a considerar como una enfermedad parasitaria importante debido a las repercusiones económicas que causan las que incluyen mortalidad, crecimiento retardado, baja conversión alimenticia y gastos relacionados tratamientos médicos (Jolley y Bardsley, 2006).

Debido a que constituye una enfermedad de importancia sanitaria, se han realizado diversos estudios desde la descripción de las cinco especies reportadas de *Eimeria* (Guerrero, 1967; Rosadio y Ameghino, 1994; Leguía y Casas, 1998), prevalencia (Rodríguez *et al*., 2012), factores de riesgo asociados y acción patógena en crías de alpaca (Palacios *et al*., 2006; Rosadio *et al*., 2010; Rojas *et al*., 2016) hasta, inclusive, relacionando su presencia a la respuesta inmune en crías de alpacas (Watanabe, 2016). Estas investigaciones antes mencionadas evidencian la importancia

de esta enfermedad en la producción de camélidos sudamericanos, especialmente, en crías alpaca menores de 90 días de edad. Sin embargo, reportes de casos y estudios de prevalencias realizados en animales adultos indican que en ciertas condiciones estos pueden sufrir la infección de forma clínica y subclínica (Cebra *et al.,* 2007; Johnson *et al*., 2009; Beltrán y Saavedra *et al*., 2011; Cafrune *et al*., 2014; Hyuga y Matsumoto, 2016).

Análisis realizados en coprolitos de momias de camélidos han evidenciado la presencia de la infección desde la era del pleistoceno (Martinson *et al*., 2003; Fugassa *et al*., 2008). Con la exportación de animales, la infección ha sido reportada en diferentes latitudes (América del Norte, Europa, Australia, Nueva Zelanda, Sudáfrica y Asia) (Hyuga y Matsumoto, 2016).

La eimeriosis se transmite mediante la ingestión de ooquistes esporulados (infectivos), procedentes de alimento, agua o fómites contaminados (Georgi, 1980), que se facilita con la ingesta de tierra ("pica") en crías, trastorno alimentario comúnmente observado que consiste en la ingestión de tierra por deglución o lamida (**Figura 2**).

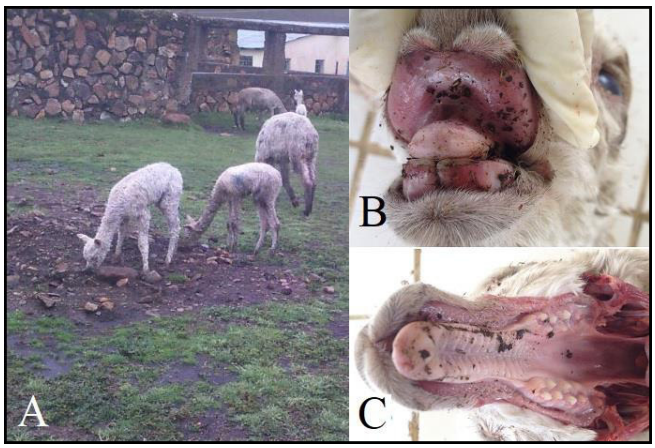

Figura 2. La pica o geofagia en crías de alpacas. (A) Crías de alpaca comiendo tierra del dormidero. Presencia de tierra en la cavidad oral (B) y orofaríngea (C) durante la necropsia. Fuente propia.

Los ooquistes esporulados son capaces de sobrevivir y ser infectivos durante semanas o meses en ambientes cálidos y secos (Jolley y Bardsley, 2006) o años en ambientes fríos y húmedos (Barrington, 2014). Las infecciones mixtas con tres a cinco especies de *Eimeria* (patógenas y no patógenas) son normales y ocurren a lo largo de la vida del hospedero, por lo que los animales adultos son fuente de contaminación para los animales jóvenes (Jolley y Bardsley, 2006).

La eimeriosis suele aparecer en áreas sobrepobladas como corrales de engorde y dormideros durante el verano. El hacinamiento, la contaminación fecal del medio ambiente y sobrepastoreo aumentan al riesgo de infección (Cebra, 2014). En condiciones de hacinamiento, los animales adultos cursan con una infección subclínica que contribuye con la contaminación del medio ambiente con ooquistes, resultando peligroso para los animales susceptibles (Jolley y Bardsley, 2006). Los animales jóvenes infectados pueden contribuir a una rápida contaminación ambiental de ooquistes. Los hospederos susceptibles (neonatos y adultos inmunosuprimidos) corren riesgo de contraer la infección cuando se colocan en instalaciones muy contaminadas **(Figura 3)** (Jolley y Bardsley, 2006; Díaz *et al*., 2016). Así mismo los reportes de cargas elevadas en animales clínicamente sanos han sido reportados, estos hallazgos se deben a la elevada contaminación ambiental con ooquistes de diferentes especies de Eimeria. (Gómez. *et al*., 2021)



Figura 3. Dormidero húmedo en época de lluvias. Se evidencia un mal manejo en el parto. Nótese que la cría acaba de nacer en un dormidero contaminado, exponiéndose a diferentes patógenos entre los que se encuentran los ooquistes infectivos de *Eimeria* spp. Fuente propia.

Eventos estresantes como el destete, hacinamiento, transporte, cambios en la alimentación, deficiencias nutricionales, infecciones concomitantes con otros agentes infecciosos y factores medioambientales, facilitan el desarrollo de la eimeriosis clínica (Jolley y Bardsley 2006; Díaz *et al*., 2016). No parece haber protección cruzada entre especies de coccidios; por lo tanto, incluso los camélidos adultos pueden infectarse y desarrollar una enfermedad clínica después de la exposición a una nueva especie (Barrington, 2014; Cebra, 2014).

La detección de ooquistes es importante para comprender la epidemiología de la eimeriosis en una granja o zona particular (Rickard, 2014). Los animales visitantes o recién adquiridos no deben mezclarse con el rebaño o lugares de pastoreo, y deben ser puestos en cuarentena en un potrero seco para que las heces puedan ser eliminadas fácilmente (Williamson, 2014).

2.3. Diagnóstico de la eimeriosis en camélidos sudamericanos

En las explotaciones alpaqueras de nuestro país, la eimeriosis es una enfermedad muy común aunque subdiagnosticada. Se debe sospechar que un animal joven tiene eimeriosis cuando presenta diarrea, anemia, deshidratación, debilidad, anorexia y emaciación, e inmediatamente debe procederse con el diagnóstico a través de un examen coproparasitológico (Jolley y Bardsley, 2006). Si bien han sido desarrollados métodos serológicos como ELISA y Western Blot, la visualización de los ooquistes de las heces por examen microscópico es el método de diagnóstico definitivo y rentable (Jolley y Bardsley, 2006).

Al igual que con los huevos de nematodos gastrointestinales, la detección e identificación de los ooquistes implica la concentración y flotación de los mismos (Jolley y Bardsley, 2006; Rickard, 2014). Debido al gran tamaño del ooquiste de *E. macusaniensis y E. ivitaensis*, es imperativo que se utilice un medio de flotación con una gravedad específica alta (Rickard, 2014). La gravedad específica adecuada para la solución de Sheather debe ser de 1.27 a 1.30 y de 1.30 para el cloruro de magnesio (Ballweber, 2009).

2.4. Tratamiento

Se han empleado sulfonamidas, ionóforos, amprolium, halofuginona, toltrazuril y nicarbazina para como fármacos anticoccidiales, sin embargo, ninguno es 100% eficaz. El tratamiento con diclazuril y toltrazuril, administrados por vía oral en una sola dosis, controló eficazmente la coccidiosis en terneros (Jolley y Bardsley 2006). Sulfonamidas y amprolium han sido utilizadas para tratar y prevenir la eimeriosis en camélidos (Cebra *et al*. 2007, 2014; Ballweber, 2009). Un estudio concluyó que la administración de 22.5 y 30 mg/kg de toltrazuril por vía oral como dosis profiláctica fue adecuada para controlar *E. alpacae, E. punoensis, E. lamae y E. macusaniensis* en crías de alpacas (Sánchez, 2021). No obstante, el tratamiento terapéutico de la eimeriosis en camélidos sudamericanos necesita validación, actualmente el toltrazuril es el fármaco más utilizado para el control de la eimeriosis, es un derivado triazinónico que tiene un amplio espectro, que actúa en la fase de merogonia y gametogonia, deteniendo la formación de ooquistes, debido a las largas cargas reportadas por diferentes autores, es aconsejable usarlo en control preventivo.

La aplicación de toltrazuril en dosis de 22.5 y 30 mg/ Kg PV posee efecto profiláctico, eliminando ooquistes *de E. punoensis, E. alpacae, E. lamae y E. macusaniensis* en crías de alpacas (Sánchez et al., 2021).

Para demostrar la eficacia de un fármaco el conteo fecal debe repetirse de 10 a 14 días después del tratamiento. Se necesitan varias semanas más de monitoreo para determinar la presencia de ooquistes de las grandes especies de *Eimeria* (*Eimeria macusaniensis*) debido a prolongado período de prepatente de 32 a 45 días (Williamson, 2014). Si las heces resultan negativas al examen coproparasitológico, el animal puede integrarse a la manada una vez que el tiempo de cuarentena haya terminado (Williamson, 2014). La inmunoprofilaxis se ha aplicado, principalmente, en la industria de aves de corral, por lo que es en este sector se han desarrollado las vacunas comerciales (McDonald y Shirley, 2009). Sin embargo, son limitados los ensayos de vacunación llevados a cabo frente a coccidios de rumiantes. Además de la inmunoprofilaxis, durante los últimos años ha ido creciendo el interés por el desarrollo de medidas alternativas de control mediante el uso de agentes anticoccidiósicos de origen natural y respetuosos con el medio ambiente.

2.5. Control y Prevención

Debido a que la infección ocurre por la vía oral - fecal, las prácticas de alimentación y el manejo de pastos son importantes para reducir la exposición y contagio de animales susceptibles (Barrington, 2014). La gravedad de la infección se relaciona con la dosis ingerida de ooquiste infectivos, sin embargo, la capacidad de la respuesta inmune del hospedero limita la patogenicidad y el éxito reproductivo del parásito (Cebra, 2014).

La prevalencia de la eimeriosis es alta e implica pérdidas económicas debido a la disminución de la producción, costo de tratamientos, aplicación de medidas de profilaxis e, incluso, por la mortalidad de los animales gravemente infectados (Foreyt, 1990). En este sentido, la prevención es la clave para controlar la eimeriosis (Jolley y Bardsley, 2006).

Actualmente, el control de la eimeriosis se enfoca en la mejora de las prácticas de manejo y el tratamiento de los animales infectados con fármacos anticoccidiales específicos (Ruiz *et al*., 2014; Jolley y Bardsley, 2006). Una higiene insuficiente y una considerable acumulación de heces son un factor de riesgo para la enfermedad debido a la contaminación ambiental con ooquistes. En este sentido, las estrategias eficaces de manejo incluyen minimizar la exposición de los animales jóvenes susceptibles a los ooquistes infecciosos (Jolley y Bardsley, 2006), reducir la densidad de

animales por corral, evitar que los campos de pastoreo y bebederos puedan ser contaminados con heces mediante la rotación y limpieza de dormideros (Gregory y Catchpole, 1990), puesto que los ooquistes son muy resistentes en el medio ambiente, más aún cuando están esporulados (Foreyt, 1990). La mayoría de los ooquistes del suelo permanecen atrapados en la materia fecal, por lo que su capacidad infectante persiste durante largos períodos de tiempo.

Comúnmente, los ganaderos tienen la costumbre de realizar la parición en las mismas pasturas y dormideros año tras año, lo que aumenta el riesgo de eimeriosis. El lugar destinado a los animales en riesgo (madres post parto y crías) debe mantenerse drenado para evitar la acumulación de agua y deyecciones, las laderas de los cerros o lugares inclinados son recomendables de lo contrario las condiciones de humedad favorecen la esporulación y la acumulación de ooquistes esporulados (Daugschies y Najdrowski, 2005).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

III.1. Lugar y tiempo de estudio

El trabajo de investigación se ejecutó en el Centro de Investigación y Producción "La Raya" (CIP) de la Universidad Nacional del Altiplano (UNAP), ubicado en el distrito de Santa Rosa, provincia de Melgar, región Puno, departamento de Puno, Perú, situado a 4200 a 5500 msnm, ubicación que corresponde al piso ecológico de puna húmeda en donde se ejecutan crianzas de tipo extensiva con pasto natural.

La recolección de muestras en el CIP La Raya se desarrolló en el periodo de diciembre 2018 a marzo 2019 en época de lluvia, con una temperatura mínima de 5°C y máxima de 14.13ºC, precipitación pluvial anual de 725 mm y una humedad relativa de 61.83% (SENAMHI, 2012).

Las muestras recolectadas fueron procesadas en el Laboratorio de Microbiología y Parasitología, sección Parasitología, de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, ubicado en el distrito de San Borja, ciudad de Lima, Perú.

III.2. Animales y tamaño de muestra

Se trabajó con alpacas gestantes de raza Huacaya en edad reproductiva clínicamente sanas con edades de 3 a 12 años, las que fueron distribuidas en tres grupos etarios o categorías (C: 3-4 años, D1: 5-8 años, D2: 9-12 años) durante la temporada de parición, estableciendo una dinámica de excreción en un periodo de 7 semanas (2 semanas preparto a 4 semanas postparto). Los animales estuvieron sometidos a una crianza de tipo extensiva con u

na alimentación a base de pastos naturales, bajo un manejo controlado y calendarizado a través de registros de producción (parición, empadre, mortalidad y producción).

En el CIP La Raya, los animales son distribuidos en majadas (hato o punta) por clases (parición, vacías, reproductores, tuis). La majada o punta de parición es establecida después del diagnóstico de preñez (Figura 1, A y B). Los diferentes hatos son formados al azar a partir del conglomerado principal de alpacas hembra de raza Huacaya en edad reproductiva empadradas en la campaña anterior. Cada "hato o punta" de parición está conformada por un aproximado de 100 a 150 alpacas en estadio final de gestación, las que son asignadas a una zona de pastoreo. Se realiza un empadre de tipo alternado, asignándose un macho reproductor por cada 50 hembras. Este empadre dura de 60 a 70 días.

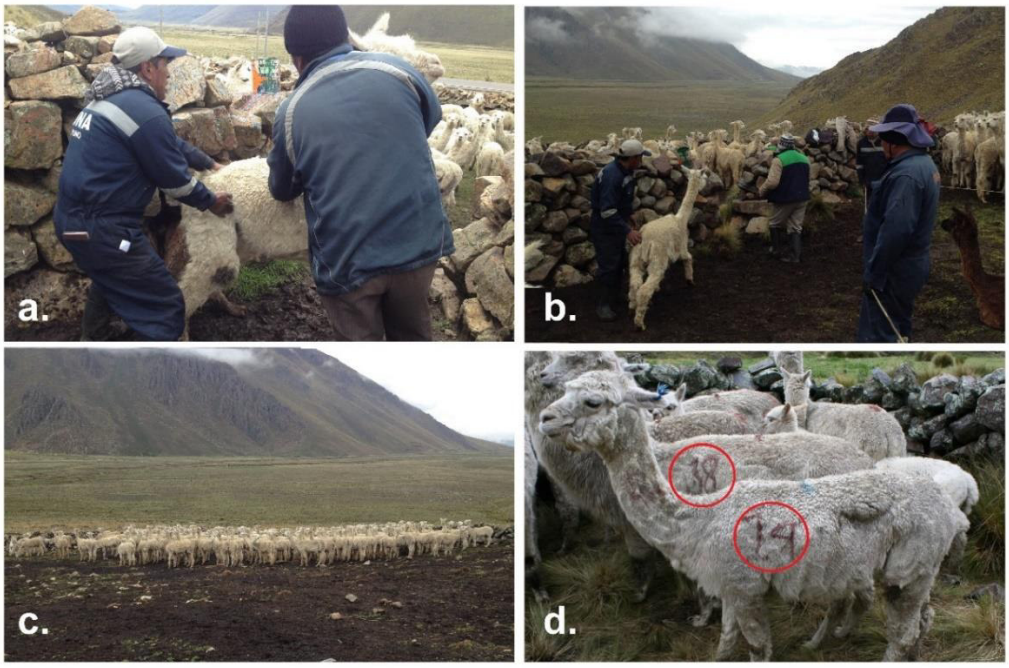

Figura 4. Manejo de alpacas hembra de raza Huacaya en el CIP La Raya. A. Diagnóstico de gestación en alpaca hembra mediante inspección y palpación abdominal. B. Asignación de majada. C. Conformación de "punta de parición" con alpacas hembra en estadio final de gestación. D. Alpacas madre marcadas en el lado izquierdo de la región del costillar para realizar el seguimiento durante la temporada de parición. Fuente propia.

El tamaño de muestra fue estimado con el programa WinEpi (Universidad de Zaragoza, España) empleando la fórmula de estimación de una proporción (para la evaluación de la prevalencia) y estimación de una media (para la carga de opg excretados en heces). Se empleó como referencia para ambas fórmulas la información obtenida a partir de un muestreo piloto en 200 animales de la misma población que identificó 198/200 (99%) de animales positivos.

Para la estimación del tamaño de muestra según la prevalencia, se consideró una población finita de 500 animales, una proporción referencial de 99%, precisión de 0.03 y un nivel de confianza del 95%, obteniéndose un "n" de 43 animales. Mientras que, con la fórmula de estimación de una media según el opg, se consideró la misma población finita, una desviación estándar de 184.5, un error absoluto aceptado de 50 y un nivel de confianza del 95%, obteniéndose un "n" de 48 animales. Se recolectó la información de 50 animales, los que fueron distribuidos en las categorías según la edad (**Figura 4**).

III.3. Obtención de muestras

Las muestras fecales fueron colectadas semanalmente y extraídas directamente del recto de los animales empleando guantes de látex descartables. Se colectaron de 5 a 10g de heces directamente de la ampolla rectal por cada animal, procediéndose con la rotulación de la muestra (Figura 5) y conservación en refrigerante para su posterior análisis en el laboratorio.



Figura 5. Colección de muestras. A. Colección. B. Rotulación de la muestra fecal.

III.4. Procesamiento de muestras

Las muestras recolectadas fueron remitidas en cadena de frío (4-8°C) al Laboratorio de Microbiología y Parasitología, sección Parasitología, de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos en Lima, Perú, en donde fueron procesadas. Cada muestra fue dividida en dos mitades. En la primera mitad se aplicó el método cualitativo de Flotación fecal con solución saturada de azúcar para determinar la presencia o ausencia de ooquistes, y el método cuantitativo de McMaster para determinar la cantidad de opg. En la segunda mitad se ejecutó la esporulación de ooquistes para la identificación de la especie de *Eimeria* spp.

3.4.1 Método de Flotación fecal con solución saturada de azúcar

- Homogenizar en un mortero 3 g de material fecal con agua. Utilizar un mortero o baja lenguas hasta lograr una suspensión semisólida. Filtrar a través de una malla de 150µm de luz.
- Recoger el filtrado en tubos de ensayo de 15 ml y dejar sedimentar durante 10 a 15 min. Descartar el excedente. Se debe repetir este paso 2 a 3 veces con la finalidad de disminuir la cantidad de artefactos.
- Eliminar el sobrenadante, añadir la solución flotadora (gravedad específica de 1.33) (Purdy, 2005; Bowman, 2009) hasta completar los 15 mL. Homogenizar la mezcla.
- Centrifugar a 1000 rpm durante 5 a 10 min empleando una centrífuga de eje basculante.
- Colocar el cubreobjetos sobre el menisco y esperar 15 min. Visualizar en microscopio óptico.
- Interpretación (Chávez *et al.*, 2016):

Escala	Descripción	Interpretación
1	Ningún ooquiste en la muestra	Negativa (-)
2	Pocos ooquistes en la muestra completa	Infección leve (+)
3	Pocos ooquistes en cada campo visual del microscopio	Infección moderada (++)
4	Muchos ooquistes en cada campo visual del microscopio	Infección severa (+++)

3.4.2 Recuento de ooquistes por la técnica cuantitativa de McMaster Modificada (Roberts y O'Sullivan, 1949; Rojas, 2004)

- Homogenizar en un mortero 3 g de material fecal con 42 mL de agua corriente, diluir y tamizar el contenido en un tubo de ensayo de 15 mL a través de una malla de 150 µm de luz.
- Dejar sedimentar por 20 minutos y descartar el sobrenadante.
- Agregar al sedimento solución sobresaturada hasta ¾ del tubo. Homogenizar y completar hasta 15 ml con solución sobresaturada.
- Homogenizar la mezcla invirtiendo el tubo 6 veces.
- Extraer la solución homogenizada con una pipeta Pasteur. Llenar la cámara de la cámara de McMaster (Chalex LLC, USA) y dejar reposar 5 minutos para que los ooquistes floten dentro de la cámara.

- Realizar el recuento de ooquistes en microscopio óptico con el objetivo de 10X. Contabilizar los ooquistes ubicados dentro del recuadro de lectura.
- Multiplicar por 50 (factor utilizado para 2 subcámaras) el número de ooquistes contabilizados e interpretar el valor como ooquistes por gramo de heces (OPG).

3.4.3 Esporulación de ooquistes e identificación de especies de *Eimeria*

La identificación de las diferentes especies de *Eimeria* se realizó en base a las medidas descritas por Guerrero (1967), Guerrero *et al*. (1971), y Leguía y Casas (1999).

Para la esporulación, se empleó un biorreactor creado en la Clínica Real Canis Veterinaria & Spa, localizado en Puno. Este biorrector corresponde a un estudio anterior en el que los detalles de su elaboración y ambientación son motivo de una publicación que está en proceso de redacción. Este biorreactor brindó las condiciones ideales de humedad (100%) y temperatura (20°C), con suministro de oxígeno, para producir la esporulación de los ooquistes. Brevemente, los ooquistes fueron colocados en una copa de sedimentación con agua destilada e incubados a 15°C (temperatura promedio durante el día en temporada de lluvias en el CIP La Raya) con un termostato automático para acuario Oct-50 50w (OceanAqua, India) y flujo de aire continuo, suministrado con un compresor de aire EHEIM air400 (EHEIM, Alemania). La temperatura fue monitoreada con un termómetro digital para acuario (Control Company, USA). La recuperación de ooquistes se realizó mediante el método de flotación.

III.5. Análisis de la información

Los valores de recuento de ooquistes por gramo de heces (OPG) correspondientes a los distintos tiempos de muestreo (preparto, parto y postparto) fueron registrados en una hoja de cálculo de Excel (Microsoft Corp., EE. UU.). Posteriormente, el archivo fue exportado en formato .csv para su análisis estadístico. Todos los análisis fueron realizados en el lenguaje R (versión 4.3.1), utilizando el entorno de desarrollo RStudio (versión 2024.12.1). Para comparar las cargas parasitarias (OPG) entre semanas dentro de cada especie de *Eimeria*, se aplicó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis. Asimismo, se utilizó esta prueba para comparar las medianas de OPG entre especies dentro de cada semana del periodo periparto. En ambos casos, se calcularon intervalos de confianza del 95% para la estimación de diferencias entre grupos. Las frecuencias relativas de cada especie de *Eimeria* en las diferentes semanas del periparto fueron analizadas mediante test de proporciones, y se compararon entre semanas mediante pruebas no paramétricas y estimaciones de intervalos de confianza del 95% ($IC_{95\%}$). Finalmente, para evaluar la asociación

entre el tiempo de muestreo y la presencia de cada especie de *Eimeria*, se ajustó un modelo de regresión binomial negativa. En este modelo, las categorías de referencia fueron "cuatro semanas preparto" para el tiempo, y *E. macusaniensis* para la especie. Tanto la prueba de Kruskall-Wallis como el test de proporciones que continuaron con respectivas pruebas *post-hoc* con ajuste de valor p mediante el método de Bon-Ferroni.

IV. RESULTADOS

IV.1. Especies de *Eimeria*

En general, todas las alpacas presentaron infección con *Eimeria*, encontrándose cuatro especies: *E. punoensis, E. alpacae, E. lamae, y E. macusaniensis,* No se encontró *E. ivitaensis* (**Figuras 6-11**). La especie encontrada con mayor proporción fue E. punoensis, seguida por E. alpacae, *E. lamae* y *E. macusaniensis*.

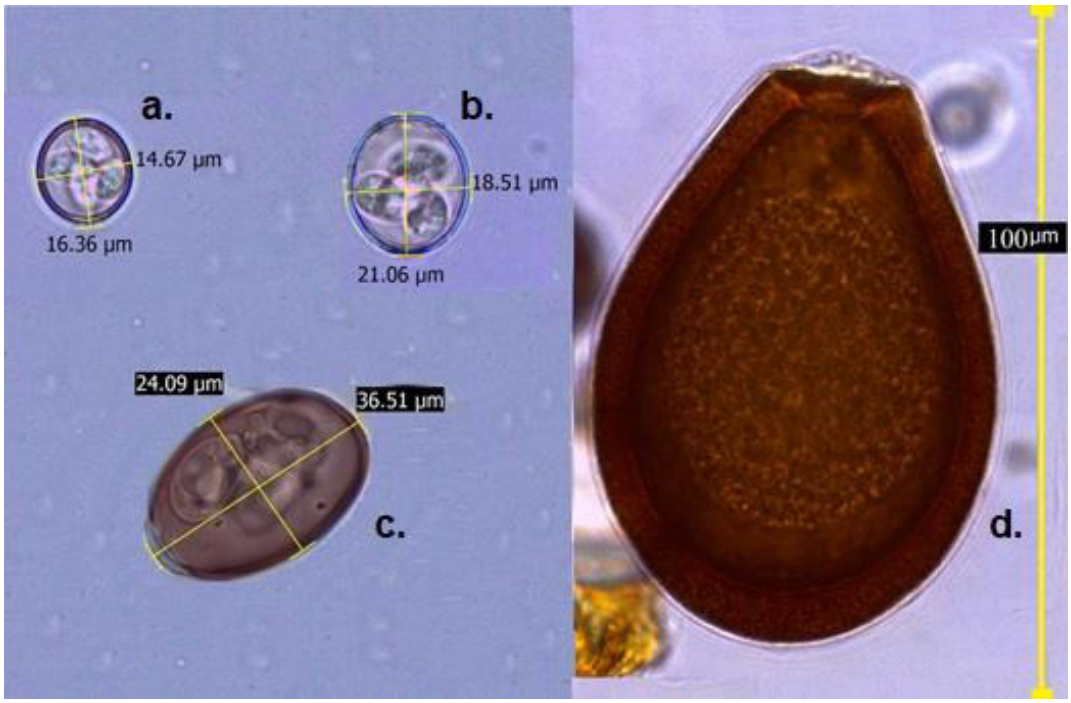

Figura 6. Ooquistes de *Eimeria*. Ooquistes esporulados de *E. punoensis* (a), *E. alpacae* (b) y *E. lamae* (c) Ooquiste no esporulado de *E. macusaniensis* (d) (x 100)

.Fuente propia.

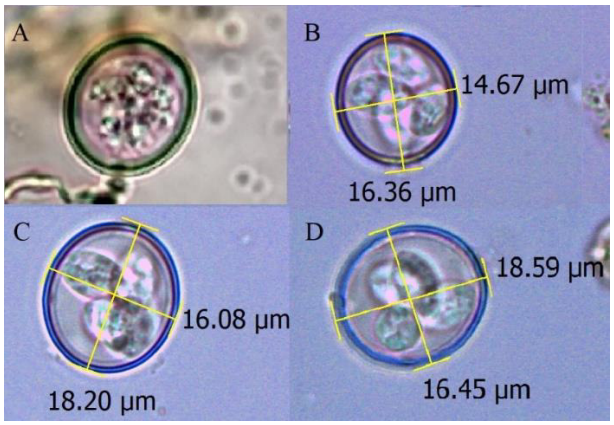

Figura 7. Ooquistes de *Eimeria punoensis*. No esporulado (a) y esporulados (b, c, d) (x 100). Fuente propia.

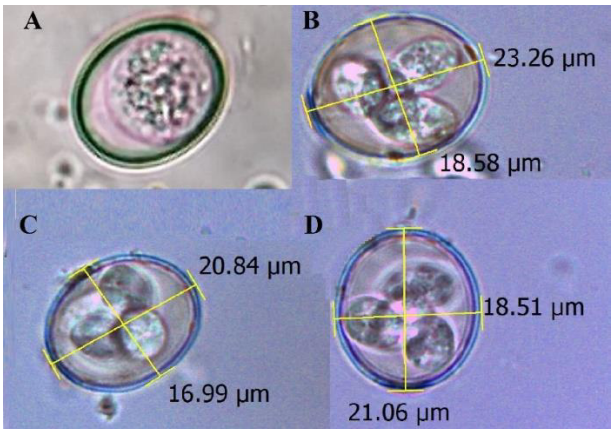

Figura 8. Ooquistes de *Eimeria alpacae*. No esporulado (a) y esporulados (b, c, d) (x 100). Fuente propia.

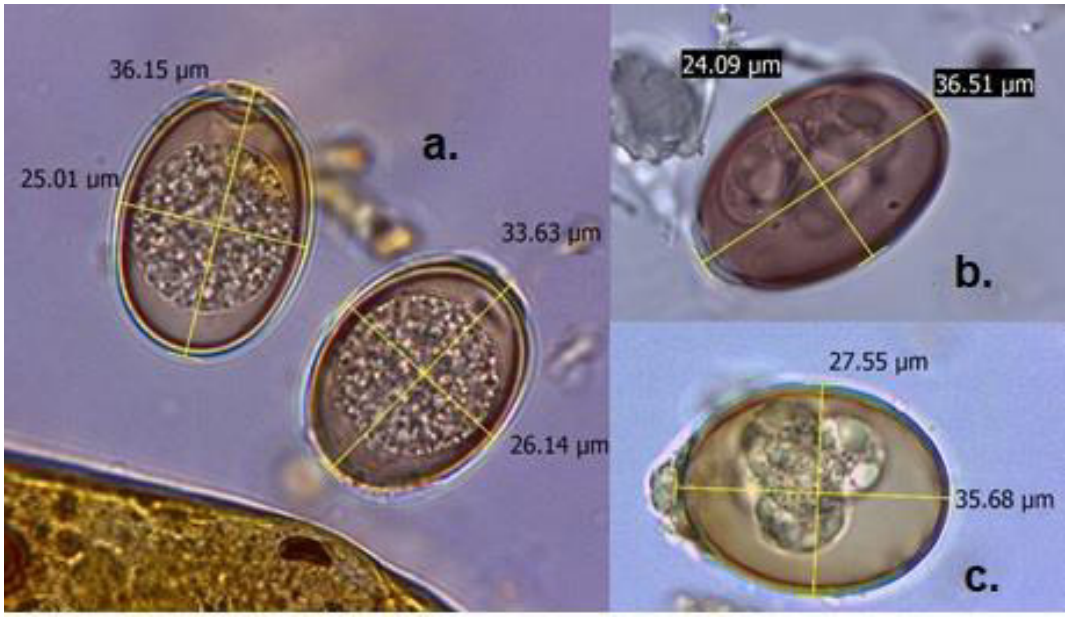

Figura 9. Ooquistes de *Eimeria lamae*. No esporulado (a) y esporulados (b, c, d) (x 100). Fuente propia.

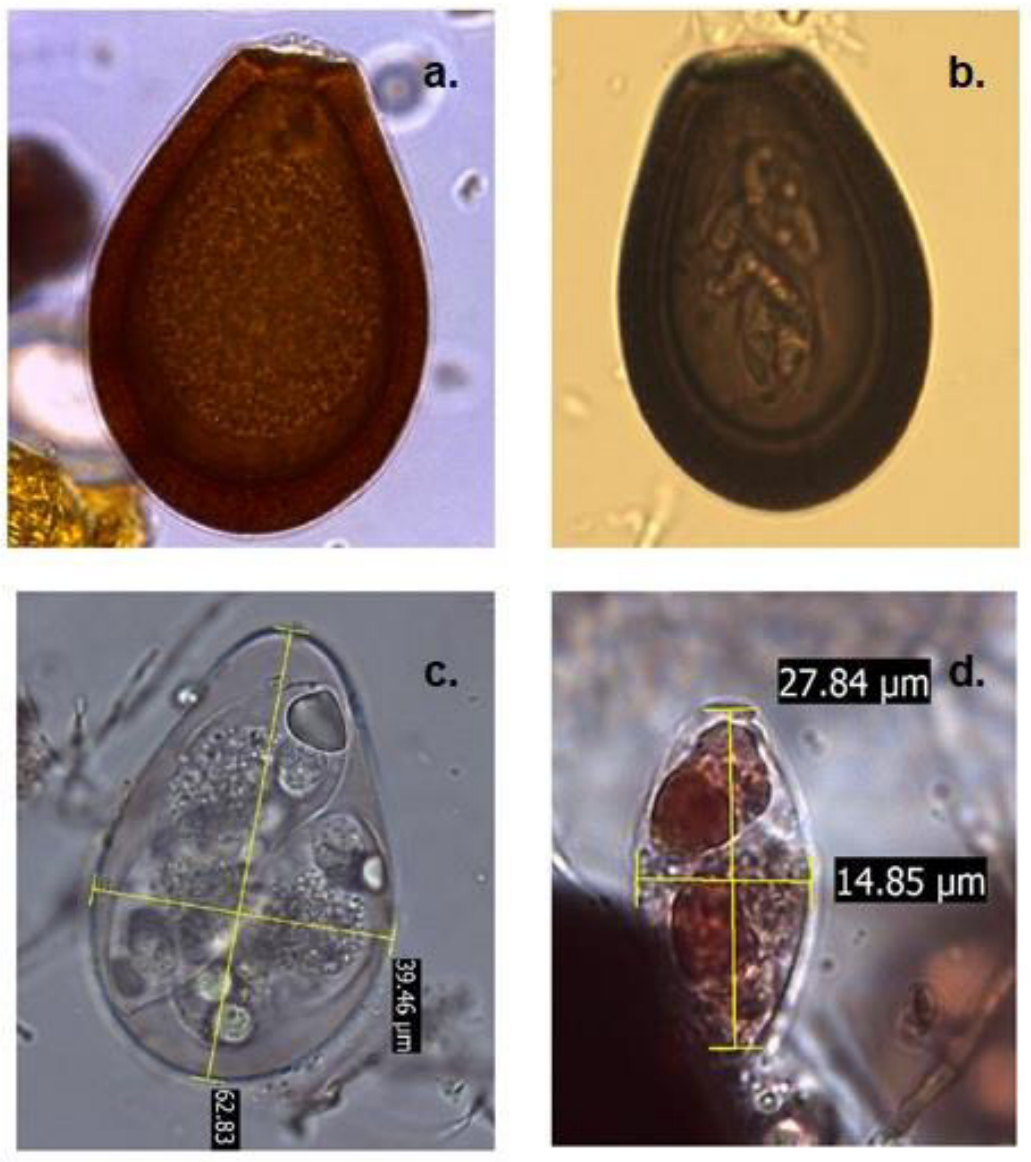

Figura 10. Ooquiste de *Eimeria macusaniensis.* No esporulado (a), esporulado (b), esporulado sin la membrana externa con presencia de 4 esporoquistes (c), esporoquiste conteniendo a esporozoitos (d). (x 100). Fuente propia.



Figura 11. Ooquistes de *Eimeria* por método de Flotación fecal en solución saturada de azúcar. Muestra de cría de alpaca contiendo ooquistes de *E. macusaniensis* y *E. alpacae*. Nótese la correcta ejecución del método que permite la visualización de los ooquistes (a). Ooquistes esporulados (b y c) *de E. punoensis* (1), *E. alpacae* (2), *E. lamae* (3) y *E. macusaniensis* (4) (400x). Fuente propia.

IV.2. Prevalencia de *Eimeria* spp. en función del tiempo

La prevalencia de *E. punoensis* es superior al resto de especies en todos los tiempos evaluados, a excepción de los tiempos: dos semanas antes del parto, dos, tres y cuatro semanas postparto, donde losintervalos de confianza se solapan con *E. alpacae;* sin embargo sendas son superiores a *E. lamae* y *E. macusaniensis* en todos los tiempos. Las prevalencias de *E. lamae* y *E. macusaniensis* fueron similares a lo largo de todos los tiempos evaluados a excepción de a las cuatro semanas donde los intervalos de confianza no se solapan. Los picos de prevalencia de *E. punoensis* y *E. alpacae* muestra una elevación desde las dos semanas antes del parto hasta que alcanza un pico máximo en la primera semana post parto (100 y 92% de prevalencia respectivamente). Muy pocos animales excretaron *E. lamae* (10%) y ninguna hembra excretó *E. macusaniensis* en las dos primeras semanas preparto (**cuadro 1** y **figura 12**).

Con respecto a los test de proporciones en cada tiempo se obtuvo los siguientes resultados: Las proporciones entre los cuatro grupos fueron diferentes ($p<0.05$) en cada tiempo evaluado. Al realizar la prueba *posthoc*: En la semana dos, uno antes del parto, semana del parto, una, dos y tres semana post parto, los pares *E. alpacae* vs. *E. punoensis* y *E. lamae* vs. *E. macusaniensis* no presentaron diferencias ($p>0.05$) en su prevalencia. A las cuatro semanas post parto, solamente *E. alpacae y E. punoensis* no resentaron diferencias ($p>0.05$).

IV.3. Dinámica de excreción de ooquistes

Se comparó las medias de excreción de ooquistes por gramo (opg) Intervalos de confianza al 95% de cada categoría de especie y tiempo y de su promedio de opg **(cuadro 2 y figura 13)**. *E. alpacae* presentó un promedio de opg superior al resto de especies en cada tiempo evaluado (promedio va de 55 a 291 opg); sin embargo su intervalo de confianza se superpone al intervalo de confianza de *E. punoensis* en las dos semanas, la semana antes del parto y la semana del parto, luego el recuento de opg de *E. alpacae* es superior. Las especies *E. lamae* y *E. macusaniensis* se mantuvieron con recuentos inferiores a 17 y 3 opg respectivamente a lo largo de todos los tiempos evaluados siendo claramente inferiores a *E. punoensis* y *E. alpacae*.

En cuanto a las comparaciones con la prueba de Kruskall-Wallis, se observó que en cada tiempo evaluado, por lo menos dos de las epecies evaluadas mostraron diferencias entre sí ($p < 0.05$). Al ejecutar el test de Dunn corregido por Bon-Ferroni se pudo observar que en cada tiempo los pares que no mostraron diferencias fueron *E. lamae* vs. *E. macusaniensis* ($p>0.05$), y en cuanto a la comparación *E. alpacae* vs. *E. punoensis,* los tiempos donde no difirieron fue el tiempo dos antes del parto, semana del parto, primera, segunda y cuarta semana post parto ($p>0.05$). El resto de semanas para este par y el resto combinaciones entre especies sí mostraron diferencias.

La excreción de ooquistes por gramo (opg) de heces de *E. alpacae* y *E. punoensis* se fueron incrementando levemente desde el inicio del estudio, alcanzanun valor máximo a las dos semanas postparto y luego decrecen. y después del parto (**figura 13**). El otro lado, los animales no excretaron cargas considerables de *E. macusaniensis* y *E. lamae* antes y después del parto. Los animales no excretaron *E. macusaniensis* en las dos primeras semanas antes del parto, detectándose cargas menores a 50 opg al parto que se mantuvieron hasta la cuarta semana posparto.

IV.4. Regresión binomial negativa

En el **cuadro 3**, tomando como variable *outcome* al recuento de ooquistes, se observa el análisis bivariado con regresión binomial negativa con respecto al tiempo y especie. No se observa un riesgo mayor ($RR=1$ y $p>0.05$) conforma aumentan las semanas de evaluación co respecto a la semana dos antes del parto, esto referido a todas las especies de *Eimeria* en conjunto. En cuanto a la regresión binomial bivariada con respecto a la especie de *Eimeria,* la única especie donde se encontró un aumento en el riesgo significativo en todos los tiempos de evaluación fue Eimeria punoensis con los siguientes indicadores: RR = 100.57 IC95% (21.29 - 474.99) y $p<0.05$. En paralelo, en la regresión binomial múltiple se obtuvo un incremento en RR en la semana del parto, primera semana y cuarta semana del parto ($RR > 1$, $p < 0.05$) con respecto a las dos semanas antes del parto. En cuanto al riesgo relativo de cada especie de *Eimeria* ajutado por tiempo, se observa un aumento de RR en todas las especies de *Eimeria* con respecto a *Eimeria macusaniensis* ($RR > 1$ y $p < 0.05$), presentando Eimeria punoensis un RR ampliamente mayor que las demás especies: RR = 123.44 , IC95% (84.09 - 181.21) y $p<0.05$.

Cuadro 1. Prevalencia de ooquistes de *Eimeria* spp en heces de alpacas madres del CIP La Raya, Puno, Perú (diciembre 2018 - marzo 2019) en las semanas del periparto estratificado por especie y tiempo

Tiempo periparto (semanas)	*E. alpacae* Prevalencia (%) IC 95% (n=50)	*E. lamae* Prevalencia (%) IC 95% (n=50)	*E. macusaniensis* Prevalencia (%) IC 95% (n=50)	*E. punoensis* Prevalencia (%) IC 95% (n=50)
-2	58 (44.3 - 71.7)	10 (0.02-0.2)	0	70 (57.3 - 83.7)
-1	62 (48.5 - 75.5)	0.02 (0 - 5.9)	0	86 (76.4 - 95.6)
0	70 (57.3 - 82.7)	10 (1.7 - 18.3)	6 (0 - 12.6)	98 (94.1 - 101.9)
+1	92 (84.5 - 99.5)	10 (1.7 - 18.3)	4 (0 - 9.4)	100
+2	92 (84.5 - 99.5)	24 (12.2 - 35.8)	6 (0 - 12.6)	98 (94.1 - 100)
+3	88 (79 - 97)	26 (13.8 - 38.2)	6 (0 - 12.6)	98 (94.1 - 100)
+4	84 (73.8 - 94.2)	28 (15.6 - 40.4)	6 (0 - 12.6)	96 (90.6 - 100)

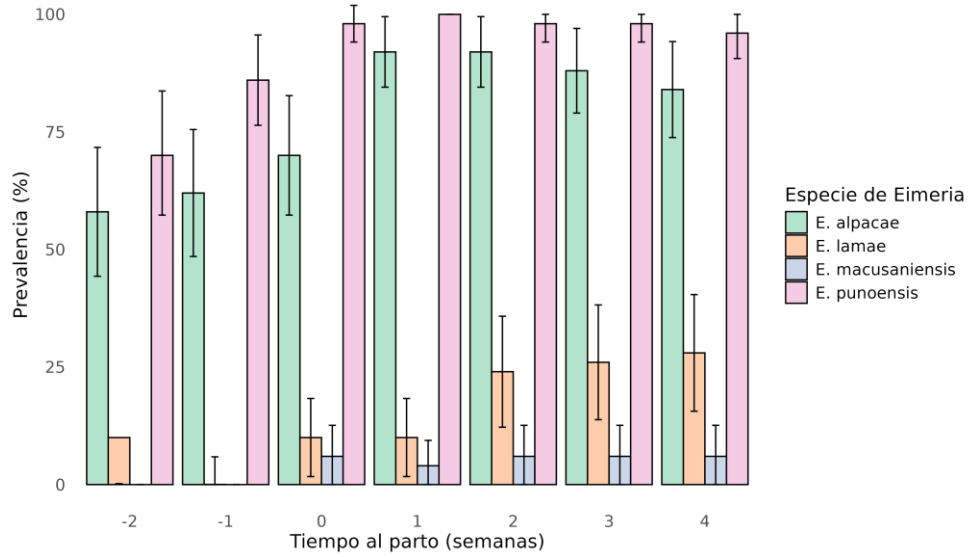

Figura 12. Dinámica de la prevalencia de *Eimeria* spp en heces de alpacas madres del CIP La Raya, Puno, Perú (diciembre 2018 - marzo 2019) en las semanas del periparto estratificado por especie y tiempo.

Tiempo periparto (semanas)	*E. alpacae* Recuento promedio $\bar{x} \pm$ IC 95% (n=50)	*E. lamae* Recuento promedio $\bar{x} \pm$ IC 95% (n=50)	*E. macusaniensis* Recuento promedio $\bar{x} \pm$ IC 95% (n=50)	*E. punoensis* Recuento promedio $\bar{x} \pm$ IC 95% (n=50)
-2	55 (32.90 - 77.09)	7 (0.13 - 13.86)	0	79 (51.70 - 106.30)
-1	55 (35.75 - 74.24)	1 (0 - 2.96)	0	108 (65.50 - 150.50)
0	74 (54.76 - 93.24)	4 (0.20 - 7.80)	3 (0 - 6.32)	125 (90 .00– 160.00)
+1	106 (75.25 - 136.75)	5 (0.80 - 9.20)	2 (0 - 4.74)	230 (157.63 - 302.37)
+2	161 (112.6 - 209.36)	12 (6.02 - 17.98)	3 (0.32 - 6.32)	328 (237.30 - 418.69)
+3	97 (71.58 - 122.42)	12 (6.02 - 17.98)	3 (0.32 - 6.32)	291 (225.00 - 357.00)
+4	100 (74.03 - 125.97)	17 (8.32 - 25.68)	3 (0 - 6.32)	247 (165.54 - 328.46)

Cuadro 2. Recuento promedio de ooquistes por gramo de heces (opg) de *Eimeria* spp en heces de alpacas madres del CIP La Raya, Puno, Perú (diciembre 2018 - marzo 2019) estratificado por especie y tiempo de periparto.

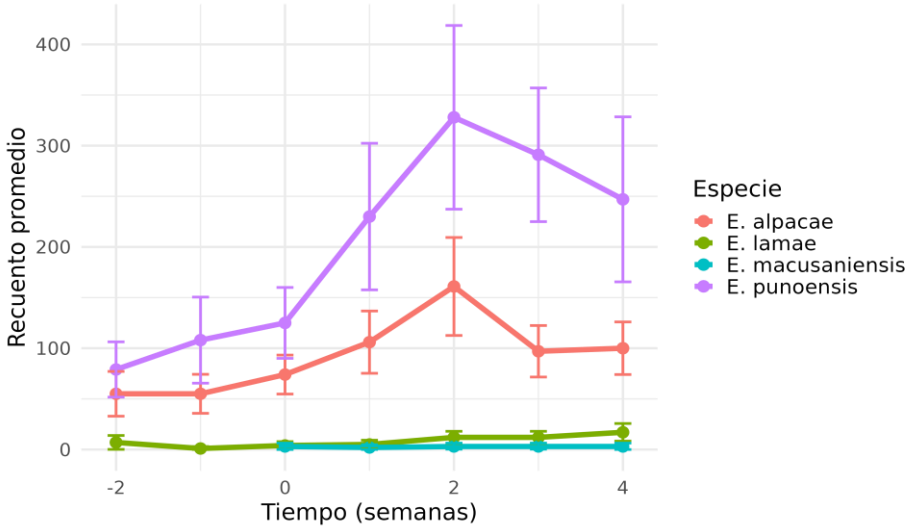

Figura 13. Dinámica de la recuento de ooquistes (opg) de *Eimeria* spp en heces (opg) de alpacas madres del CIP La Raya, Puno, Perú (diciembre 2018 - marzo 2019) en las semanas del periparto estratificado por especie y tiempo. Los valores individuales menores a 50 opg se reemplazaron por 50 opg y los individuos negativos se transformaron en cero.

Características	Regresión binomial negativa bivariada			Regresión binomial negativa múltiple		
	RR	IC 95%	p	RR	IC 95%	p
Semana periparto						
-2	Ref			Ref		
-1	1.16	0.15 - 9.05	0.89	0.68	0.41 - 1.13	0.82
0	1.46	0.19 - 11.37	0.71	1.90	1.14 - 3.12	0.00
1	2.43	0.31- 18.92	0.40	2.11	1.27 - 3.05	0.03
2	3.57	0.46 - 27.81	0.22	3.45	2.09 - 5.07	0.76
3	2.86	0.37 - 22.23	0.32	3.01	1.82 - 4.98	0.09
4	2.60	0.33 - 20.25	0.36	3.26	1.97 - 5.38	0.00
Eimeria spp						
Eimeria macusaniensis	Ref			Ref		
Eimeria alpacae	46.29	0.67 - 6.00	0.00	60.73	41.36 - 89.16	0.00
Eimeria punoensis	100.57	21.29 - 474.99	0.00	123.44	84.09 - 181.21	0.00
Eimeria lamae	4.14	0.88 - 19.57	0.07	4.65	3.16 -6.85	0.00

Cuadro 3. Modelos de regresión binomial negativa simples y múltiple teniendo como variables independientes semana periparto y especie de *Eimeria* spp. Recuento de ooquistes (opg) es la variable *outcome*. Los valores individuales menores a 50 opg se reemplazaron por 50 opg y los individuos negativos se transformaron en cero.

V. DISCUSION

Las elevadas tasas de mortalidad neonatales en las explotaciones alpaqueras andinas son causadas principalmente por agentes infecciosos que se presentan en los primeros meses de vida (Ameghino y DeMartini, 1991; Rosadio *et al*., 2012). Informaciones históricas recolectadas en dos empresas asociativas en el sur peruano evidenciaron pérdidas sustanciales asociadas a cuadros de enterotoxemia y neumonías agudas (Ameghino y DeMartini, 1991). Estudios recientes sobre la etiopatogenia de la enterotoxemia demuestran que este proceso patológico no sería exclusivamente producto de infecciones clostridiales, sino, de un síndrome asociativo (coinfección) predominante de *Eimeria* spp. y *Clostridium perfringens* (Palacios *et al*., 2006; Rosadio *et al*., 2012). El estudio de Rodríguez et al. (2012) se encontró alta carga de infección en crías de alpacas durante los primeros meses de vida, sugiriendo que estas infecciones tempranas podrían ser producto de infecciones crónicas y asintomáticas de las madres gestantes que excretan ooquistes durante la época de parición, o bien atribuidas a la persistencia de formas infecciosas (contaminaciones ambientales) en los potreros o «canchas de parición».

El presente estudio tuvo como objetivo evaluar la cantidad de ooquistes por gramo de heces (opg) de *Eimeria* spp. en alpacas gestantes de raza Huacaya clínicamente sanas durante la etapa de parición. Se identificó cuatro (*E. punoensis, E. alpacae, E. lamae, E. macusaniensis*) de las cinco especies reportadas en camélidos sudamericanos, lo que reafirma el papel de los animales adultos como reservorios o portadores, especialmente en el estado fisiológico del postparto en el que el recuento más elevado de opg fue en la segunda y tercera semanas posparto, sin embargo, los animales comenzaron excretando bajas a moderadas cantidades de ooquistes, dependiendo de la especie, desde la primera semana de evaluación.

Del muestreo periódico de los 50 animales durante las siete semanas, se detectó un rango de carga total de las muestras oscilando desde 50 hasta 1850 opg, que corresponde a un recuento de ooquistes leve a moderado con respecto a los conteos hallados en animales jóvenes. Se encontró diferencia significativa en los opg entre las distintas especies, siendo *E. alpacae* y *E. punoensis* las mayormente excretadas en hembras gestantes en la segunda y tercera semana posparto.

Las observaciones sobre la dinámica de excreciones de ooquistes revelan que todos los animales gestantes llegan al parto excretando altas cargas de ooquistes, principalmente, de *E. alpacae* (2950 opg) y *E. punoensis* (5500 opg) y cantidades casi nulas (<50 opg) y leves (100 opg) de *E. macusaniensis* y *E.lamae*, respectivamente (Figura 12, cuadros 1 y 2), pero sin detectarse la presencia de *E. ivitaensis*. Se dispone de pocos estudios sobre excreciones de *Eimeria* en animales gestantes; sin embargo, análisis coprológicos en 161 alpacas en el segundo tercio de gestación de tres comunidades campesinas de la sierra central del país mostraron excreciones de *Eimeria* spp. (31.7%) y *E. macusaniensis* (4.3%) (Rosadio *et al*., 2012), lo que sugiere que las madres gestantes podrían ser fuentes de infecciones para los neonatos durante el parto y en días posteriores.

Se cree que *E. alpacae* y *E. punoensis* tienen una patogenicidad baja a moderada, razón por la que aún recuentos altos de ooquistes no desencadenan en cuadros clínicos de importancia. Sin embargo, casos clínicos relevantes y casos fatales han sido reportados en animales adultos con presencia de especies de mayor patogenicidad (*E. macusaniensis* y *E. lamae*) y daño a nivel intestinal; esto debido a las diferentes condiciones, grado de infección y ausencia de exposición previa (Hyuga y Matsumoto, 2016; Cebra *et al.*, 2007).

Se halló coinfecciones de especies de *Eimeria* spp. en animales adultos en el presente estudio, lo que ha sido reportado en estudios previos (Hyuga y Matsumoto, 2016; Chigerwe *et al*., 2007: Dubey, 2018; Schrey *et al*., 1991; Cafrune *et al*., 2014).

La mayoría de los rumiantes mayores de 1 año poseen una significativa inmunidad protectora especie específica, adquirida de las infecciones iniciales con especies patógenas de coccidios (Jolley y Bardsley, 2006). Asimismo, la resistencia a la reinfección ha sido demostrada en bovinos después de la inoculación con diferentes dosis de *E. bovis* (Stockdale y Sheard, 1982). No obstante, los animales adultos actuarían como reservorios del agente infeccioso debido a que la inmunidad adquirida a *Eimeria* spp., si bien es específica de la especie, no es absoluta (Jolley y Bardsley, 2006).

La disminución del nivel de excreción de ooquistes en animales adultos está relacionada con la adquisición de la inmunidad, sin embargo, el final de la gestación induce una supresión progresiva de la función inmunitaria celular. Las funciones de los neutrófilos (actividades fagocíticas) y de los linfocitos (secreción de inmunoglobulinas y citoquinas) se ven afectadas debido a factores endocrinológicos y fisiológicos (Kehrli *et al*., 1999). La preñez se considera fisiológicamente como un factor estresante, el aumento de la concentración cortisol durante los procesos de estrés es un factor predisponente para la aparición de enfermedades (Roth, 1985). Hay que considerar que el empadre se realiza en los meses de marzo y abril, la gestación dura 11 meses y las hembras conviven con sus crías lactantes por 7 meses, las que son destetadas en septiembre del mismo año, lo que resulta demandante en el organismo de las alpacas gestantes, teniendo en cuenta las condiciones adversas del altiplano que están influenciadas por las diversas fluctuaciones climatológicas y temporadas con escases de alimento, aun así producen fibra, mantienen la gestación y, a la par, mantienen su energía basal.

Los resultados muestran que las 50 madres incrementan las excreciones de *Eimeria* pequeñas desde la segunda semana preparto (promedios: 44 y 70 opg) hasta la parición (promedios: 116 y 110 opg) de *E.alpacae* y *E. punoensis* respectivamente. Estas excreciones aumentaron sobre todo en la segunda y tercera semana después del parto (Figura 12, Tabla 2), evidenciando que las madres serían fuentes de contaminación ambiental y posibles causas de infecciones para la progenie. Estos datos coinciden con la mayoría de los reportes sobre prevalencia de estas dos especies de *Eimeria* en camélidos domésticos adultos (Leguía y Casas 1999; Camareno *et al*., 2016) y silvestres (Jarvinen, 1999; Beltrán Saavedra *et al*., 2011; Cafrune *et al*., 2014; Hyuga y Matsumoto, 2016; Enríquez *et al*.,2019). Las madres estudiadas incrementaron 2-6 X las excreciones de *E. alpacae* y 1.5 X de *E. punoensis* al momento de la parición en comparación con las dos semanas previas al parto (Cuadro 1). En un rebaño promedio la proporción de alpacas hembra en edad reproductiva están en una proporción de un 60 a 70 % del total, las crías representan un 60 a 65% de las madres de acuerdo a la natalidad, y los machos o reproductores representan un 3% del total del rebaño (Huanca, 1996). De esta forma las alpacas madres representan la mayor cantidad de animales en el rebaño, razón por la que las prácticas de sanidad y manejo deberían estar dirigidas, principalmente, a este estrato.

En contraste con lo que sucede en animales adultos, las especies más prevalentes de *Eimeria* reportadas en crías son *E. lamae* (60.4%) y *E. macusaniensis* (50%) (Guerrero *et al*., 1970, Rodríguez *et al*., 2012) con un rango de opg de 50 a 1202400 (Rodríguez *et al.,* 2012). En un brote de diarrea ocurrido en Silli, Cusco, el 80% de crías dio positivo para *Eimeria* spp., de estas el 47.5% presentaron *Eimeria* spp. como único agente infeccioso diagnosticado, mientras que en

el resto se presentó coinfecciones con rotavirus, coronavirus, *E. coli*, *Cryptosporidium* spp. (Rojas *et al*., 2016).

Estudios histopatológicos de muestras intestinales de crías muertas por enteropatías, revelan la coexistencia de *Clostridium* y *E. macusaniensis* en lesiones enterohemorrágicas, sugiriendo que las infecciones coccidiales podrían ser posibles agentes predisponentes de la mortalidad en crías de alpaca (Palacios *et al.*, 2006; Rosadio *et al*., 2010). Las necropsias realizadas revelaron nódulos linfáticos mesentéricos agrandados, intestinos distendidos y áreas enrojecidas a nivel de yeyuno e íleon (Palacios *et al.,* 2006).

Eimeria spp. es un agente patógeno importante relacionado con enteropatías en camélidos sudamericanos y se considera la causa más frecuente de mortalidad y morbilidad en alpacas menores de 4 meses hasta el primer año (Guerrero *et al*., 1971). También se encuentra asociada al estrés del post destete, la infección se ha descrito también en adultos no expuestos o inmunosuprimidos (Barrington, 2014), los animales adultos actúan como reservorios del agente infeccioso y serían una fuente de contaminación para los neonatos. Lassen *et al.* (2009) reportó que terneros que habían sido criados separados de animales adultos presentaban menor opg excretados. Taylor (2010) determinó que la enfermedad clínica es causada por la ingestión de una gran cantidad de ooquistes en un corto periodo de tiempo en animales no inmunocompetentes. En este sentido, los factores ambientales (contaminación) y el estrés (generado por el parto, lactancia, falta de calostro, alta densidad poblacional y mala nutrición) son factores importantes para la presentación de la enfermedad (Taylor y Catchpole, 1994). La excreción de ooquistes por las madres es un factor que contribuye a la contaminación. Los animales jóvenes (neonatos) carecen casi por completo de anticuerpos y células específicas a menos que se suministren a través del calostro (Banks y Mc Gurie, 1989). Por lo tanto, la ingesta de calostro es fundamental para el estado de salud y desarrollo posnatal (Rauprich *et al*., 2000).

La temporada de parto (verano en Puno) presenta las condiciones ambientales ideales para la esporulación y supervivencia de *Eimeria* spp., por lo que hay una mayor propagación de ooquistes infectivos. Asimismo, el aumento del número de crías en la punta de parición está asociado con el aumento en la contaminación en dormideros y canchas de pastoreo, ya que al ser mayor la cantidad de animales será mucho mayor la contaminación por ooquistes, los que en condiciones ambientales adecuadas esporulan en un lapso de 4 a 5 días a 17ºC especies pequeñas de *Eimeria* spp. (*E. punoensis, E. alpacae* y *E. lamae*) y de 12 a 14 días para las especies grandes de *Eimeria* spp. (*E. macusaniensis* y *E. ivitaensis*). Rohbeck (2006) reportó la esporulación de los ooquistes

de *E. macusaniensis* en nueve días a una temperatura de 30°C y en 21 días a 18-25°C, y ausencia de esporulación a 6-7°C.

Una punta o rebaño de pastoreo que al inicio de la campaña de parición tenía 150 madres, al final de la campaña tendrá 300 animales, por lo que el hacinamiento, aparte de causar una mayor contaminación de los potreros, causa también mayor estrés en los animales. Con el inicio de la parición, es evidente la infección de las primeras crías. Asimismo, el relajamiento inmune periparto conlleva a que, en un corto tiempo, se produzca una alta cantidad de excreción de ooquistes en potreros y, en consecuencia, una mayor probabilidad de ingestión de ooquistes por los neonatos y crías, razón por la que la rotación de los dormideros es una estrategia de manejo fundamental, estrategia que, lamentablemente, no se aplica cuando la crianza es llevada en cercos de piedra o estructuras fijas que no varían su ubicación. El grado de compromiso intestinal observado en la cría dependerá de la especie de *Eimeria* y de la dosis infectiva de ooquistes ingeridos, el estrés, la edad, la condición física, la susceptibilidad genética y el grado de inmunidad (Jolley y Bardsley, 2006).

Los animales del estudio no mostraron signos clínicos asociados a infecciones parasitarias, pero mostraron un pobre estado de carnes (datos no registrados). Las 50 alpacas eliminaron un total de 6000 opg de las *Eimeria* estudiadas en las dos semanas previas al parto, aumentando hasta 8500 opg en el parto y alcanzando 15 600, 23 600, 18 750 y 16 150 opg en las primeras cuatro semanas postparto, respectivamente, siendo mayormente de *E. alpacae* y *E. punoensis* (Tabla 2). Estas excreciones totales son menores a lo reportado por Camareno *et al*. (2016) y los incrementos podrían ser explicados por reactivaciones de formas inmaduras producto de un probable deterioro inmunológico ocasionado por el estrés del parto (Roth, 1985; Taylor y Catchpole, 1994; Kehrli *et al*., 1999; Taylor *et al*., 2010).

El presente estudio demuestra que, a pesar de que los animales adultos han estado expuestos a infecciones coccidiales durante su vida productiva en condiciones naturales y, supuestamente, haber adquirido cierta inmunidad, las hembras incrementan las excreciones de ooquistes de *Eimeria* pequeñas, incluyendo a *E. lamae*, como resultado de posibles reactivaciones parasitarias *in vivo*, especialmente en la segunda y tercera semana posparto, periodo que coincide con la edad de mayor susceptibilidad de las crías (Rosadio *et al*., 2010). Asimismo, se evidencia eliminaciones dobles y triples de distintas especies (datos no publicados) de *Eimeria* spp. y, a pesar de estas infecciones mixtas, no se observaron alteraciones clínicas, como han sido reportadas por otros autores (Palacios *et al*., 2004, 2005); Chigerwe *et al.,* 2007; Cebra *et al*., 2007). Estas infecciones mixtas corroboran que las madres gestantes son portadores asintomáticas

y diseminadoras de *Eimeria* spp. en el periodo perinatal. Sin embargo, se encontró que las madres no serían fuente de posible infección de una de las especies más patogénicas (*E. macusaniensis*), aunque la contaminación de los dormideros y canchas de pastoreo deben ser investigados.

VI. CONCLUSIONES

- Las alpacas gestantes llegan al parto infectadas y diseminan, predominantemente, *E. punoensis, E. alpacae,* y excretan cantidades mínimas de *E. lamae* y *E. macusaniensis*.

- La mayor frecuencia de excreción de ooquistes de las *Eimeria* pequeñas se registró en la segunda y tercera semana posparto, mientras que la eliminación de *E. lamae* se observó a partir de la segunda semana posparto.

- Las madres gestantes serían fuente de infección de la *E. alpacae* y *E. punoensis* para las crías desde el momento del parto y de *E. lamae* a partir de la segunda semana posparto.

- Las mínimas excreciones de *E. macusaniensis* evidencian, aparentemente, que las madres gestantes no serían posibles fuentes de infección para los neonatos.

VII. RECOMENDACIONES

- Debido a que las alpacas en el momento del periparto cursan con la infección de forma sub clínica se debe evitar el hacinamiento en espacios reducidos, un mayor número de animales incrementara considerablemente la contaminación del medio ambiente, lo que resulta peligroso para los animales susceptibles, por esta razón se debe controlar el número de animales por rebaño o punta de parición, sin exceder la capacidad de las instalaciones y las pasturas.

- Se debe realizar la rotación semanal de dormideros, especialmente en el momento de mayor ocurrencia de partos, para disminuir la exposición de los animales susceptibles con estadios infectivos de *Eimeria* spp., debido a que la estación lluviosa brinda las condiciones adecuadas para el desarrollo de la fase de esporogonia.

- El uso de las cercas con materiales como la malla de pescar facilitan la rotación de dormideros, el uso de estas redes evita eficazmente la salida de los animales y también la entrada de depredadores naturales.

- Programar la temporada de empadre del mes de diciembre a febrero, de esta forma las pariciones se darán en los meses de noviembre a enero, de esta forma las crías estarán más desarrolladas en la temporada de mayor precipitaciones pluviales (febrero - marzo).

- Se deben evitar las campañas de parición prolongadas y coincidentes con la estación húmeda, debido a que en esta época presenta las mayores tasas de infecciones parasitarias y bacterianas, los neonatos nacidos en la estaciones lluviosas (febrero - marzo), están más propensos a sufrir infec

- ciones.

- Los tratamientos anticoccidiales deben considerarse cuando los niveles de OPG son elevados y hay presencia de brotes diarreicos en crías de alpaca.

VIII. LITERATURA CONSULTADA

1. Ballweber L. 2009. Ecto- and endoparasites of New World camelids. vet Clinics. Food Anim Pract USA : Medline. p 25:295-310.
2. Banks KL, McGuire TC. 1989. Neonatal immunology. In: Halliwell REW, Gorman NT (eds) Veterinary clinical immunology. Saunders, Philadelphia London Toronto Montreal Sydney Tokyo, pp 193-204
3. Barrington G. 2014. Biosecurity. En: Cebra C, eds. Llama and alpaca care: Medicine, surgery, reproduction, nutrition and herd health. 1ª ed. Canada: Elsevier Inc. p 4.
4. Beltrán-Saavedra LF, Nallar-Gutiérrez R, Ayala G, Limachi M, Gonzales-Rojas JL. 2011. Estudio sanitario de vicuñas en silvestría del Área Natural de Manejo Integrado Nacional Apolobamba, Bolivia. Ecología en Bolivia 46, 14-27.
5. Brenes ER, Madrigal K, Pérez F y Valladares K. 2001. El Cluster de los Camélidos en Perú: Diagnóstico Competitivo y Recomendaciones Estratégicas. Instituto Centroamericano de Administración de Empresas (INCAE). 71 p.
6. Cafrune MM, Romero SR y Aguirre DH. 2014. Prevalence and abundance of *Eimeria* spp. infection in captive vicuñas (*Vicugna vicugna*) from the Argentinean Andean Altiplano. Small Ruminant Research 120(1): 150-154.
7. Cebra C K. 2014. Disorders of the Digestive System. En: Cebra C K, eds. Llama and alpaca care: Medicine, surgery, reproduction, nutrition and herd health. 1ª ed. Canada: Elsevier Inc. p 503. 504 505.
8. Cebra CK, Valentine BA, Schlipf JW, Bildfell RJ, McKenzie E, Waitt LH, Heidel JR, Cooper BJ, Löhr CV, Bird KE, Saulez MN y Firshman AM. 2007. *Eimeria macusaniensis* infection in 15 llamas and 34 alpacas. J Am Vet Med Assoc. 230(1): 94-100. doi: 10.2460/javma.230.1.94

9. Cecilio Barrantes, C., Enrique Flores, M., & José Ruiz, C. 2018. Characterization of genetic nuclei of the alpaca production systems of the central highlands of Peru. Revista de Investigaciones Veterinarias Del Peru, 29(4), 1335–1348. https://doi.org/10.15381/rivep.v29i4.15182
10. Chavez A, casas E, lopez T y Pinedo R. 2016. Guía de práctica. Laboratorio de Microbiologia y parasitología, sección parasitología. Facultad de Medicina Veterinaria. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima Perú. 123 p.
11. Chigerwe M, Middleton JR, Williams F 3rd, Tyler JW, Kreeger JM. 2007. Atypical coccidiosis in South American camelids. J Vet Diagn Invest 19(1): 122–125. doi: 10.1177/104063870701900123
12. Cid M D. 2010. Sanidad de alpacas en la Etapa Neonatal. 1ra ed. Editorial Complutense, S.A. Madrid España. p 7.
13. Cordero A, Huanca W, Díaz P, López C, Panadero R, Fernández G, Lago N, Morrondo P, Díez P. 2011. Infection by gastrointestinal parasites in alpacas (Lama pacos) from Southern Perú. XII Congresso Ibérico Parasitología. Zaragoza 5-8
14. Daugschies A y Najdrowski M. 2005. Eimeriosis en el ganado: conocimiento actual. Infect Dis Vet Salud pública 52 (10): 417-27
15. Díaz P, Panadero R, López R, Cordero, Pérez A, López C, Fernández G, Baños P y Morrondo P 2016. Prevalence and risk factors associated to Eimeria spp. infection in unweaned alpacas (*Vicugna pacos*) from Southern Peru. Acta parasitologica 61(1): 74–78. https://doi.org/10.1515/ap-2016-0008
16. Dubey JP. 2018. A review of coccidiosis in South American camelids. Parasitology Research, 117(7): 1999–2013. doi: 10.1007/s00436-018-5890-y
17. Enríquez C, Chávez A y Watanabe R. 2019. Coccidia in wild South American camelids (*Vicugna vicugna*) from Peru. En: 35rd World Veterinary Association Congress. Costa Rica Proceedings: World Veterinary Association Congress San Jose de Costa Rica.
18. Foreyt WJ, Lagerquist J. 1992. Experimental infections of *Eimeria alpacae* and *Eimeria punoensis* in llamas (Lama glama). J Parasitol 78(5): 906-909.
19. Foreyt W. 1990. Coccidiosis and Cryptosporidiosis in Sheep and Goats Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice Volume 6, Issue 3, November, Pages 655-670.
20. Fugassa M, Sardella N, Taglioretti V, Reinhard K y Araújo A. 2008. Eimeriid Oocysts From Archaeological Samples in Patagonia, Argentina. J Parasitol. 94 (6): 1418–1420.
21. García P, Rivera N. 2017. El ciclo biológico de los coccidios intestinales y su aplicación clínica. Revista de la Facultad de Medicina, Universidad Nacional Autónoma de México, 60 (6): 40–46.

22. Gomez-Puerta, L. A., Carrasco, J., Robles, K., Vargas-Calla, A., Cribillero, N. G., Arroyo, G., Castillo, H., Lopez-Urbina, M. T., & Gonzalez, A. E. 2021. Coccidiosis in clinically asymptomatic alpaca (*Vicugna pacos*) crias from the Peruvian Andes. Parasitology international, 85, 102438. https://doi.org/10.1016/j.parint.2021.102438
23. Georgi, J. 1980. Parasitology for veterinarians. Filadelfia, W.B. Saunders Co.
24. Guerrero CA, Hernández J, Bazalar H, Alva J. 1971. *Eimeria macusaniensis* (Protozoo: Eimeriidae) of the alpaca Lama pacos. J Protozool 18: 162-163.
25. Guerrero C, Leguía G. 1987. Enfermedades infecciosas y parasitarias de alpacas. Rev Camélidos Sudamericanos 4: 32-82.
26. Guerrero CA. 1967. Coccidia (Protozoa: Eimeriidae) of the alpaca (*Lama pacos*). J Protozool 14: 613–616.
27. Huanca T. 1996. Manual del alpaquero. Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA). 156 p.
28. Hyuga A, Matsumoto J. 2016. A survey of gastrointestinal parasites of alpacas (*Vicugna pacos*) raised in Japan. J Vet Med Sci 78(4): 719–721. doi: 10.1292/jvms.15-0546
29. Jarvinen JA. 2008. Infection of llamas with stored *Eimeria macusaniensis* oocysts obtained from guanaco and alpaca feces. J Parasitol 94(4): 969-972. doi: 10.1645/GE-1408.1
30. Jeffcoate IA, Fishwick G, Bairden K, Armour J, Holmes PH. 1990. Pathophysiology of the periparturient egg rise in sheep: the role of prolactin. Res Vet Sci; 48:295-300.
31. Jolley WR, Bardsley KD. 2006. Ruminant Coccidiosis. Vet Clin North Am Food Anim Pract 22(3): 613–621. doi: 10.1016/j.cvfa.2006.07.004
32. Kadwell M, Fernández M, Stanley HF, Baldi R, Wheeler JC, Rosadio R y Bruford MW. 2001. Genetic analysis reveals the wild ancestors of the llama and the alpaca. P Roy Soc Lond B Bio 268: 2575-2584.
33. Keeton S y Navarre C .2018. Coccidiosis in Large and Small Ruminants. Vet Clin North Am Food Anim Pract. Elsevier Inc. 34(1):201-208.
34. Keeton, S. T. N., & Navarre, C. B. 2018. Coccidiosis in Large and Small Ruminants. Veterinary Clinics of North America - Food Animal Practice, 34(1), 201–208. https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2017.10.009
35. Kehrli M, Kimura K, Goff JP, Stabel JR, Nonnecke BJ. 1999. Immunological dysfunction in periparturient cow - What role does it play in postpartum infectious diseases? En: The Bovine Proceedings 32. Estados Unidos: American Association of Bovine Practitioners.
36. Lassen B, Viltroop A, Raaperi K, Järvis T. 2009. Eimeria and Cryptosporidium in Estonian dairy farms in regard to age, species, and diarrhoea. Vet Parasitol 166(3-4): 212-219. doi: 10.1016/j.vetpar.2009.08.022

37. Leguía G, Casas E. 1999. Enfermedades parasitarias de camélidos sudamericanos y atlas parasitológico de camélidos sudamericanos. Lima: Ed de Mar. 190 p.
38. Lenghaus C, O'Callaghan MG, Rogers C. 2004. Coccidiosis and sudden death in an adult alpaca (Lama pacos). Aust Vet J 11:711–712.
39. McDonald V y Shirley M. 2009. Pasado y futuro: vacunación contra Eimeria. pubmed.ncbi.136 (12): 1477-89.
40. McKenna PB. 2006. *Eimeria macusaniensis* in camelids – a brief review Surveillance 33(4) 8-10.
41. Melo M, Huayta H: Infestacion parasitaria en alpacas desde el nacimiento al destete. Rev Invest Sobre CSA Allpak'a UNA, Puno, Perú 1:78-86, 1985.
42. Palacios C, Perales R, Chavera A, López MT. 2005. Caracterización anátomohistopatológica de enteropatías causantes de mortalidad en crías de alpacas. Rev Inv Vet Perú 16(1): 34-40.
43. Palacios CA, Perales RA, Chavera AE, López MT, Braga WU, Moro M. 2006. *Eimeria macusaniensis* and *Eimeria ivitaensis* co-infection in fatal cases of diarrhea in young alpacas (*Lama pacos*) in Peru. Vet Rec 158(10): 344-345.
44. Pinto C, Espada M, y Cid M. 2010. Camélidos sudamericanos: clasificación, origen y características. Revista Complutense de Ciencias Veterinarias. 2336.4 (1). 21-36
45. Rauprich A, Hammon H y Blum J. 2000. Influence of feeding different amounts of first colostrum on metabolic, endocrine, and health status, and on growth performance in neonatal calves. Anim. Sci., 78 (2000), pp. 896-908"
46. Rickard L. 2014. Endoparasite Control. En: Cebra C, eds. Llama and alpaca care: Medicine, surgery, reproduction, nutrition and herd health. 1ª ed. Canada: Elsevier Inc. p 13.
47. Rickard LG, Bishop JK. 1988. Prevalence of *Eimeria* spp. (Apicomplexa: Eimeriidae) in Oregon llamas. J Protozool 35:335-336.
48. Rodríguez A, Casas E, Luna L, Gaviria C, Zanabria V, Rosadio R. 2012. Eimeriosis en crías de alpacas: prevalencia y factores de riesgo. Rev Inv Vet Perú 23(3): 289-298.
49. Rohbeck R, Gauly M, Bauer C. 2003. On the biology of *Eimeria macusaniensis*, and intestinal parasite of south American Camelids. En: 19th lntemational Conference of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology. New Orleans: World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology.
50. Rojas M, Manchego A, Rocha CB, Fornells L, Silva R, Mendes GS, Días HG, et al. 2016. Outbreak of diarrea among preweaning alpacas (*Vicugna pacos*) in the southern Peruvian Highland. J Infect Dev Ctries 10: 269- 274. doi: 103855/jidc.7398
51. Rosadio R, Ameghino E. 1994. Coccidial infections in neonatal Peruvian alpacas. Vet Rec 135: 459-460.

52. Rosadio R, Londoñe P, Pérez D, Castillo H, Véliz A, Llanco L, Yaya K, Maturrano L. 2010. *Eimeria macusaniensis* associated lesions in neonate alpacas dying from enterotoxemia. Vet Parasitol 168(1-2): 116-120.
53. Rosadio R, Maturrano L, Pérez D, Luna L. 2012. El complejo entérico neonatal en alpacas andinas. Rev Inv Vet Perú 23(3): 261-271.
54. Roth JA. 1985. Cortisol as mediator of stress-associated immune suppression in cattle. En: Moberg GP, ed. Animal stress. Baltimore Waverly Press. p 225-243.
55. Ruiz A , Muñoza M Molinaa J CarlosHermosilla C Andradac M Lara P Bordón E Pérez D López M Matos L Aránzazu C Guedesa S Falcón Y Martín S Taubertb A. 2014. Immunization with Eimeria ninakohlyakimovae-live attenuated oocysts protect goat kids from clinical coccidiosis Veterinary Parasitology Volume 19. Pages 8-17
56. Saldaña L. 2017. Categorización, clasificación y procesamiento industrial de la fibra de alpaca. Tesis. Universidad Nacional Agraria la Molina. Facultad de Zootecnia. Lima – Perú: 8
57. Sánchez A. 2015. Migraciones internas en el Perú, Centro de Información sobre Migraciones de la OIM, Edición OIM 2015. http://www.oimperu.org/sitehome/sites/default/files/Documentos/Migraciones_Internas.pdf
58. Sánchez D, Mamani G, Coila P. 2021. Control de Eimerias en crías de alpacas con toltrazuril como medida profiláctica, puna húmeda. Journal of the Selva Andina Animal Science 8(2): 82-89. doi: 10.36610/j.jsaas.2021.080200082
59. Schrey C, Tyler A. Abbott V, Stewart A y Marquardt W. 1991. Coccidia of the llama, Lama glama, in Coloradoand Wyoming Veterinary Parasitology. 40. 21-28.
60. Schrey CF, Abbott TA y Stewart VA. 1991. Coccidia of the llama, Llama glama, in Colorado and Wyoming. Vet Parasitol 40:21–28.
61. Soulsby E. 1987. Helminths, arthropods and protozoa of domesticated animals. 7th edition. London.
62. Stockdale PH, Sheard A, Tiffin GB. 1982. Resistance to *Eimeria bovis* produced after chemotherapy of experimental infections in calves. Vet Parasitol 9(3-4): 171-177. doi: 10.1016/0304-4017(82)90061-9
63. Taylor MA, Coop RL y Wall RL. 2016. Veterinary parasitology. 4th edition. Ames (IA): Wiley Blackwell.
64. Taylor MA, Andrews AH, Alzieu JP, Holzhauer M, Kaske M, Willemsen M. 2010. Role of immunity in the management and control of bovine coccidiosis. Vet Rec 166(26): 831–832. doi: 10.1136/vr.c3357
65. Taylor MA, Catchpole J. 1994. Review article: coccidiosis of domestic ruminants. Appl Parasitol 35(2): 73-86.

66. Van R. 2014. Nutritional Requirements.En: Cebra C, eds. Llama and alpaca care: medicine, surgery, reproduction, nutrition and herd health. 1ª ed. Canada: Elsevier Inc. P 64
67. Velázquez N, Burry L, Fugassa M, Civalero M y Ascheroe C. 2014. Palynological analysis of camelid coprolites: seasonality in the use of the site Cerro Casa de Piedra 7 (Santa Cruz, Argentina) Quaternary Science Reviews. Volume 83, 1 January, Pages 143-156
68. Watanabe R. 2016. Respuesta inmune celular en la mucosa intestinal de crías de alpacas (*Vicugna pacos*) clínicamente sanas. Tesis de Magíster en Ciencias Veterinarias. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 114 p.
69. Wheeler, J. 2006. Historia natural de la vicuña. Investigación conservación y manejo de vicuñas. 25-35.
70. Williamson L H. 2014. Anthelmintic Resistance in Camelid Parasites. En: Cebra C, eds. Llama and alpaca care: medicine, surgery, reproduction, nutrition and herd health. 1ª ed. Canada: Elsevier Inc. P 21.

IX. APÉNDICE.

A1. Comparación de opg entre especies de Eimeria

COMPARACIÓN OPG ENTRE ESPECIES DE EIMERIA
Interpretación: diferencia estadística significativa en la cantidad de OPG entre todas las especies de Eimeria.

```
. kwallis opg, by(especie_eimeria)

Kruskal-Wallis equality-of-populations rank test

  +---------------------------+
  | especi~a | Obs |  Rank Sum |
  |----------+-----+-----------|
  |        0 | 350 | 305605.50 |
  |        1 | 350 | 358927.00 |
  |        2 | 350 | 129192.00 |
  |        3 | 314 | 137205.50 |
  +---------------------------+

chi-squared =   690.952 with 3 d.f.
probability =     0.0001

chi-squared with ties =   810.598 with 3 d.f.
probability =     0.0001


. kwallis2 opg, by(especie_eimeria)

One-way analysis of variance by ranks (Kruskal-Wallis Test)

especie_eimeriaObs   RankSum  RankMean
---------------------------------
  0      350 305605.50    873.16
  1      350 358927.00   1025.51
  2      350 129192.00    369.12
  3      314 137205.50    436.96

Chi-squared (uncorrected for ties) =   690.952 with    3 d.f. (p = 0.00010)
Chi-squared (corrected for ties)   =   810.598 with    3 d.f. (p = 0.00010)

Multiple comparisons between groups
----------------------------------
(Adjusted p-value for significance is 0.004167)

Ho: opg(especie_eimeria==1) = opg(especie_eimeria==2)
    RankMeans difference =    152.35  Critical value =     78.56
    Prob = 0.000000 (S)

Ho: opg(especie_eimeria==1) = opg(especie_eimeria==3)
```

```
    RankMeans difference =    504.04  Critical value =     78.56
    Prob = 0.000000 (S)

Ho: opg(especie_eimeria==1) = opg(especie_eimeria==4)
    RankMeans difference =    436.20  Critical value =     80.78
    Prob = 0.000000 (S)

Ho: opg(especie_eimeria==2) = opg(especie_eimeria==3)
    RankMeans difference =    656.39  Critical value =     78.56
    Prob = 0.000000 (S)

Ho: opg(especie_eimeria==2) = opg(especie_eimeria==4)
    RankMeans difference =    588.55  Critical value =     80.78
    Prob = 0.000000 (S)

Ho: opg(especie_eimeria==3) = opg(especie_eimeria==4)
    RankMeans difference =     67.84  Critical value =     80.78
    Prob = 0.013355 (NS)
```

A2. Comparación de opg entre semanas

```
COMPARACIÓN OPG ENTRE SEMANAS
Interpretación: diferencia estadística significativa en la cantidad de OPG entre todas
las especies de Eimeria.

. kwallis opg, by(semana)

Kruskal-Wallis equality-of-populations rank test

  +--------------------------+
  | semana | Obs |  Rank Sum |
  |--------+-----+-----------|
  |      0 | 164 | 101115.00 |
  |      1 | 200 | 117092.00 |
  |      2 | 200 | 131763.00 |
  |      3 | 200 | 139995.00 |
  |      4 | 200 | 151080.50 |
  |--------+-----+-----------|
  |      5 | 200 | 146856.00 |
  |      6 | 200 | 143028.50 |
  +--------------------------+

chi-squared =    29.532 with 6 d.f.
probability =     0.0001

chi-squared with ties =    34.646 with 6 d.f.
probability =     0.0001

. kwallis2 opg, by(semana)

One-way analysis of variance by ranks (Kruskal-Wallis Test)

semana   Obs   RankSum  RankMean
---------------------------------
  0      164 101115.00    616.55
  1      200 117092.00    585.46
  2      200 131763.00    658.82
  3      200 139995.00    699.98
  4      200 151080.50    755.40
  5      200 146856.00    734.28
  6      200 143028.50    715.14

Chi-squared (uncorrected for ties) =    29.532 with    6 d.f. (p = 0.00010)
Chi-squared (corrected for ties)   =    34.646 with    6 d.f. (p = 0.00010)

Multiple comparisons between groups
---------------------------------
(Adjusted p-value for significance is 0.001190)

Ho: opg(semana==1) = opg(semana==2)
    RankMeans difference =     31.09  Critical value =    126.07
    Prob = 0.226819 (NS)
```

```
Ho: opg(semana==1) = opg(semana==3)
    RankMeans difference =     42.26  Critical value =    126.07
    Prob = 0.154235 (NS)

Ho: opg(semana==1) = opg(semana==4)
    RankMeans difference =     83.42  Critical value =    126.07
    Prob = 0.022196 (NS)

Ho: opg(semana==1) = opg(semana==5)
    RankMeans difference =    138.85  Critical value =    126.07
    Prob = 0.000410 (S)

Ho: opg(semana==1) = opg(semana==6)
    RankMeans difference =    117.73  Critical value =    126.07
    Prob = 0.002276 (NS)

Ho: opg(semana==1) = opg(semana==7)
    RankMeans difference =     98.59  Critical value =    126.07
    Prob = 0.008753 (NS)

Ho: opg(semana==2) = opg(semana==3)
    RankMeans difference =     73.36  Critical value =    119.67
    Prob = 0.031281 (NS)

Ho: opg(semana==2) = opg(semana==4)
    RankMeans difference =    114.52  Critical value =    119.67
    Prob = 0.001823 (NS)

Ho: opg(semana==2) = opg(semana==5)
    RankMeans difference =    169.94  Critical value =    119.67
    Prob = 0.000008 (S)

Ho: opg(semana==2) = opg(semana==6)
    RankMeans difference =    148.82  Critical value =    119.67
    Prob = 0.000079 (S)

Ho: opg(semana==2) = opg(semana==7)
    RankMeans difference =    129.68  Critical value =    119.67
    Prob = 0.000497 (S)

Ho: opg(semana==3) = opg(semana==4)
    RankMeans difference =     41.16  Critical value =    119.67
    Prob = 0.148025 (NS)

Ho: opg(semana==3) = opg(semana==5)
    RankMeans difference =     96.59  Critical value =    119.67
    Prob = 0.007101 (NS)

Ho: opg(semana==3) = opg(semana==6)
    RankMeans difference =     75.46  Critical value =    119.67
    Prob = 0.027692 (NS)

Ho: opg(semana==3) = opg(semana==7)
    RankMeans difference =     56.33  Critical value =    119.67
    Prob = 0.076358 (NS)

Ho: opg(semana==4) = opg(semana==5)
    RankMeans difference =     55.43  Critical value =    119.67
    Prob = 0.079690 (NS)

Ho: opg(semana==4) = opg(semana==6)
    RankMeans difference =     34.30  Critical value =    119.67
    Prob = 0.191901 (NS)

Ho: opg(semana==4) = opg(semana==7)
    RankMeans difference =     15.17  Critical value =    119.67
    Prob = 0.350096 (NS)

Ho: opg(semana==5) = opg(semana==6)
    RankMeans difference =     21.12  Critical value =    119.67
    Prob = 0.295895 (NS)

Ho: opg(semana==5) = opg(semana==7)
    RankMeans difference =     40.26  Critical value =    119.67
```

```
    Prob = 0.153368 (NS)

Ho: opg(semana==6) = opg(semana==7)
    RankMeans difference =     19.14  Critical value =    119.67
    Prob = 0.313537 (NS)
```

A5. Riesgo de infección

POISSON: IRR

```
. xi: poisson carga_parasitaria i.especie_eimeria, irr robust
i.especie_eim~a   _Iespecie_e_0-3     (naturally coded; _Iespecie_e_0 omitted)

Iteration 0:   log pseudolikelihood = -117.64634
Iteration 1:   log pseudolikelihood = -115.64038
Iteration 2:   log pseudolikelihood =  -115.4973
Iteration 3:   log pseudolikelihood = -115.48532
Iteration 4:   log pseudolikelihood = -115.48286
Iteration 5:   log pseudolikelihood = -115.48244
Iteration 6:   log pseudolikelihood = -115.48234
Iteration 7:   log pseudolikelihood = -115.48231
Iteration 8:   log pseudolikelihood = -115.48231

Poisson regression                                Number of obs   =       1400
                                                  Wald chi2(3)    =    9627.06
                                                  Prob > chi2     =     0.0000
Log pseudolikelihood = -115.48231                 Pseudo R2       =     0.2052

------------------------------------------------------------------------------
             |               Robust
carga_para~a |        IRR   Std. Err.      z    P>|z|     [95% Conf. Interval]
-------------+----------------------------------------------------------------
_Iespecie_~1 |   6.501833   3.459366     3.52   0.000     2.291635    18.44702
_Iespecie_~2 |   1.06e-07   5.30e-08   -32.10   0.000     3.97e-08    2.82e-07
_Iespecie_~3 |   1.06e-07   5.30e-08   -32.10   0.000     3.97e-08    2.82e-07
------------------------------------------------------------------------------
```

Los animales presentan 6.5 veces el riesgo de infección con *E. punoensis* en comparación con *E. alpacae* (p<0.001). el riesgo de infección con *E. macusaniensis* y *E. lamae* es 0.1 veces respecto a *E. alpacae* (p<0.001; IC95% 0.001-0.003.

```
. xi: poisson carga_parasitaria i.especie_eimeria i.edad_grupo i.semana, irr robust
i.especie_eim~a   _Iespecie_e_0-3     (naturally coded; _Iespecie_e_0 omitted)
i.edad_grupo      _Iedad_grup_0-2     (naturally coded; _Iedad_grup_0 omitted)
i.semana          _Isemana_0-6        (naturally coded; _Isemana_0 omitted)

Iteration 0:   log pseudolikelihood = -103.29823
Iteration 1:   log pseudolikelihood = -100.71832
Iteration 2:   log pseudolikelihood = -100.49516
Iteration 3:   log pseudolikelihood = -100.44369
Iteration 4:   log pseudolikelihood = -100.43311
Iteration 5:   log pseudolikelihood = -100.43063
Iteration 6:   log pseudolikelihood = -100.43023
Iteration 7:   log pseudolikelihood = -100.43014
Iteration 8:   log pseudolikelihood = -100.43012
Iteration 9:   log pseudolikelihood = -100.43011

Poisson regression                                Number of obs   =       1400
                                                  Wald chi2(9)    =          .
                                                  Prob > chi2     =          .
Log pseudolikelihood = -100.43011                 Pseudo R2       =     0.3088

------------------------------------------------------------------------------
             |               Robust
carga_para~a |        IRR   Std. Err.      z    P>|z|     [95% Conf. Interval]
-------------+----------------------------------------------------------------
_Iespecie_~1 |   6.501719   3.401286     3.58   0.000     2.332028    18.12686
_Iespecie_~2 |   7.76e-08   3.85e-08   -32.98   0.000     2.93e-08    2.05e-07
_Iespecie_~3 |   7.76e-08   3.85e-08   -32.98   0.000     2.93e-08    2.05e-07
_Iedad_gru~1 |   .4465809   .1618364    -2.22   0.026     .2194993    .9085881
_Iedad_gru~2 |   .2111067   .2066116    -1.59   0.112     .0310045    1.437405
  _Isemana_1 |    2093354    2513408    12.12   0.000     198993.3    2.20e+07
  _Isemana_2 |    4186762    4016017    15.90   0.000     638837.4    2.74e+07
  _Isemana_3 |    6279999    5529705    17.78   0.000      1118031    3.53e+07
  _Isemana_4 |   2.30e+07   1.64e+07    23.77   0.000      5690724    9.32e+07
```

```
  _Isemana_5 |   1.47e+07   1.08e+07    22.30   0.000      3436445    6.25e+07
  _Isemana_6 |   1.26e+07    9583240    21.42   0.000      2815313    5.60e+07
------------------------------------------------------------------------------
```

Los animales presentan 6.5 veces el riesgo de infección con *E. punoensis* en comparación con *E. alpacae* (p<0.001). el riesgo de infección con *E. macusaniensis* y *E. lamae* es 0.1 veces respecto a *E. alpacae* (p<0.001; IC95% 0.001-0.003), ajustado por el grupo etario y la semana (p<0.001, IC95% 2.33-18.12).

Los animales presentaron 6.5 veces el riesgo de infectarse con *E. punoensis* en comparación con E. alpacae (p<0.001; IC95% 2.33-18.13), mientras que, el riesgo de infección con *E. macusaniensis* y *E. lamae* es 0.1 veces respecto a *E. alpacae* (p<0.001; IC95% 0.001-0.003)

A6. Razón de prevalencias

POISSON: PR

```
. xi: poisson dx i.especie_eimeria, irr robust
i.especie_eim~a   _Iespecie_e_0-3     (naturally coded; _Iespecie_e_0 omitted)

Iteration 0:   log pseudolikelihood = -910.79728
Iteration 1:   log pseudolikelihood = -908.18158
Iteration 2:   log pseudolikelihood = -908.17267
Iteration 3:   log pseudolikelihood = -908.17267

Poisson regression                              Number of obs     =      1,400
                                                Wald chi2(3)      =     352.53
                                                Prob > chi2       =     0.0000
Log pseudolikelihood = -908.17267               Pseudo R2         =     0.2216

------------------------------------------------------------------------------
             |               Robust
          dx |        IRR   Std. Err.      z    P>|z|     [95% Conf. Interval]
-------------+----------------------------------------------------------------
_Iespecie_e_1 |   1.149466   .0357339     4.48   0.000      1.08152    1.221681
_Iespecie_e_2 |   .0498221   .0131201   -11.39   0.000     .0297349     .083479
_Iespecie_e_3 |   .1957295   .0248068   -12.87   0.000     .1526775    .2509214
        _cons |   .8028571   .0216537    -8.14   0.000     .7615189    .8464394
------------------------------------------------------------------------------
```

E. punoensis presenta 1.15 veces la prevalencia de *E. alpacae* (o una prevalencia mayor en 15% respecto a *E. alpacae*), mientras que *E. macusaniensis* y *E. lamae* presentan una prevalencia menor en 95% y 80%, respectivamente, respecto a *E. alpacae* (p<0.001, IC95% 1.08-1.22).

```
. xi: poisson dx i.especie_eimeria i.grupo_etario i.semana, irr robust
i.especie_eim~a   _Iespecie_e_0-3     (naturally coded; _Iespecie_e_0 omitted)
i.grupo_etario    _Igrupo_eta_0-2     (naturally coded; _Igrupo_eta_0 omitted)
i.semana          _Isemana_0-6        (naturally coded; _Isemana_0 omitted)

Iteration 0:   log pseudolikelihood = -900.65443
Iteration 1:   log pseudolikelihood = -898.03711
Iteration 2:   log pseudolikelihood = -898.02816
Iteration 3:   log pseudolikelihood = -898.02815

Poisson regression                              Number of obs     =      1,400
                                                Wald chi2(11)     =     531.14
                                                Prob > chi2       =     0.0000
Log pseudolikelihood = -898.02815               Pseudo R2         =     0.2303

------------------------------------------------------------------------------
             |               Robust
          dx |        IRR   Std. Err.      z    P>|z|     [95% Conf. Interval]
-------------+----------------------------------------------------------------
_Iespecie_e_1 |   1.149466   .0338937     4.72   0.000     1.084919    1.217854
_Iespecie_e_2 |   .0498221   .0130668   -11.44   0.000     .0297974     .083304
_Iespecie_e_3 |   .1957295   .0244702   -13.05   0.000     .1531929    .2500772
_Igrupo_eta_1 |   .9161883   .0322944    -2.48   0.013     .8550294    .9817218
_Igrupo_eta_2 |   .9783582   .0641464    -0.33   0.739     .8603765    1.112519
   _Isemana_1 |   1.117647   .1099183     1.13   0.258     .9217025    1.355247
   _Isemana_2 |   1.470588   .1261801     4.49   0.000     1.242956    1.739908
   _Isemana_3 |   1.514706   .1258438     5.00   0.000     1.287091    1.782573
   _Isemana_4 |   1.617647   .1381536     5.63   0.000      1.36832    1.912405
   _Isemana_5 |   1.602941   .1389127     5.44   0.000     1.352544    1.899694
```

_Isemana_6	1.573529	.1394404	5.12	0.000	1.322649	1.871997
_cons	.5950676	.0489281	-6.31	0.000	.5064985	.6991243

E. punoensis presenta 1.15 veces la prevalencia de E. alpacae (o una prevalencia mayor en 15% respecto a *E. alpacae*), mientras que *E. macusaniensis* y *E. lamae* presentan una prevalencia menor en 95% y 80%, respectivamente, respecto a *E. alpacae*, ajustado por el grupo etario y la semana (p<0.001, IC95% 1.08-1.22).