Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en terneras de la Estación Agraria Paysandú

Luisa Fernanda Barón Vergel.

Tutor académico: MVZ; PhD Carlos Mario Duque Cañas

Facultad de Ciencias Agrarias

Medicina Veterinaria

Universidad de Pamplona

2025

La correspondencia relacionada con este documento puede ser enviada a:

luisa.baronlui1@unipamplona.edu.co

Tabla de contenido

Resumen **8**

Palabras claves **8**

Abstrac **9**

Keyword **9**

Introducción **10**

DESCRIPCIÓN DEL SITIO DE PASANTÍA **11**

Ubicación y características generales **11**

Ganadería de leche **12**

Alta producción **12**

Media producción **13**

Baja producción **13**

Ganadería de carne **13**

Manejo de terneras y novillas **14**

Actividades realizadas **16**

Planteamiento del problema **18**

Justificación **19**

OBJETIVOS **20**

Objetivo general **20**

Objetivos específicos **20**

Introducción **21**

Revisión bibliográfica **23**

Nemátodos **23**

Strongylus spp **24**

Trichuris spp **25**

Ancylostoma caninum **27**

Ciclo de vida **27**

Protozoos **28**

Eimeria spp **28**

Ciclo biológico **29**

Cuadro clínico **31**

Céstodos **32**

Moniezia spp **32**

Diagnóstico parasitológico en rumiantes **33**

Técnica de McMaster **34**

Técnica de Baermann **34**

Método de flotación con solución salina saturada de Willis-Molla **34**

Siembra, cultivo y cosecha de larvas **35**

Metodología **36**

Ubicación geográfica **36**

Diseño del muestreo 36

Técnica de flotación 38

Técnica directa 39

Análisis estadístico 40

Resultados 42

Discusión 49

Conclusiones 54

Recomendaciones 55

Referencias 56

Lista de figuras

Figura 1. *Aerofotografía de Estación Agraria Paysandú* **11**

Figura 2. *Bovinos lecheros del lote de alta producción* **12**

Figura 3. *Bovinos de raza Blanco orejinegro y Aberdeen Angus* **14**

Figura 4. *Hembras en el lote de levante* **15**

Figura 5. *Novillas de vientre* **16**

Figura 6. *Huevo de Strongylus spp* **25**

Figura 7. *Huevo de Trichuris spp* **26**

Figura 8. *Huevo de Ancylostoma caninum* **27**

Figura 9. *Ooquistes de Eimeria spp*.....**29**

Figura 10. *Ciclo biológico de Eimeria spp*.....**30**

Figura 11. *Huevo de Moniezia expansa* **33**

Figura 12. *Terneras en colectivo 1*.....**37**

Figura 13. *Procedimiento de la técnica de flotación para el diagnóstico coprológico*.....**38**

Figura 14. *Técnica directa* **39**

Figura 15. *Prevalencia de parásitos gastrointestinales por edad* **43**

Figura 16. *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en terneras de la Estación Agraria Paysandú* **45**

Figura 17. *Evaluación de ganancia diaria de peso a una ternera Holstein x Bon* **46**

Figura 18. *Ganancia diaria de peso en tres terneras Holstein x Jersey* **47**

Figura 19. *Ganancia diaria de peso en tres terneras Holstein* **48**

Listado de Tablas

Tabla 1. *Distribución de los sistemas de manejo* **36**

Tabla 2. *Prevalencia de parásitos gastrointestinales por razas* **42**

Tabla 3. *Prevalencia de PGI en los diferentes colectivos* **44**

Resumen

En la Estación Agraria Paysandú se llevó a cabo un estudio no experimental, observacional y transversal con el objetivo de determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en treinta unas terneras menores de un año, pertenecientes a las razas Holstein, Holstein × Bon y Holstein × Jersey. Los animales estaban distribuidos en tres colectivos: el colectivo uno mantenido en estabulación, y los colectivos dos y tres en sistemas de pastoreo. Para el diagnóstico parasitológico se realizó la toma de muestras fecales, a las cuales se les efectuó un examen macroscópico evaluando características como color, olor y consistencia, seguido de un examen microscópico mediante técnicas de flotación y examen directo. Además, se analizó la prevalencia parasitaria en función de la raza, edad, ubicación y su posible efecto sobre la ganancia diaria de peso.

Los resultados evidenciaron una prevalencia del 100% (IC 78.5 – 100) de *Eimeria spp*. en todos los animales evaluados. Otros parásitos identificados en las razas evaluadas fueron *Ancylostoma caninum* 43% (IC 21.4 – 67.4), *Trichuris spp* 7% (IC 1.27 – 31.47), *Moniezia spp*. 10 % (IC 1.8 – 40.4) y *Strongylus spp* 14%. (IC 2.6 – 51.3). En cuanto a las afectaciones asociadas a la infestación, se observó una disminución en la ganancia diaria de peso en siete terneras parasitadas con *Eimeria* spp., las cuales presentaron pérdidas comprendidas entre setenta y cuatrocientos gramos.

Palabras claves: Análisis coproparasitológico, parásitos gastrointestinales, prevalencia.

Abstract

A non-experimental, observational, cross-sectional study was conducted at the Paysandú Agricultural Station to determine the prevalence of gastrointestinal parasites in thirty heifers under one year old, belonging to the Holstein, Holstein × Bon, and Holstein × Jersey breeds. The animals were divided into three groups: group one kept in a barn, and groups two and three in grazing systems. For parasitological diagnosis, fecal samples were collected and subjected to macroscopic examination, evaluating characteristics such as color, odor, and consistency, followed by microscopic examination using flotation and direct examination techniques. In addition, parasite prevalence was analyzed according to breed, age, location, and its potential effect on daily weight gain.

The results showed a 100% prevalence (CI 78.5–100) of *Eimeria spp*. in all animals evaluated. Other parasites identified in the evaluated breeds were *Ancylostoma caninum* 43% (CI 21.4–67.4), *Trichuris spp*. 7% (CI 1.27–31.47), *Moniezia spp*. 10% (CI 1.8–40.4), and *Strongylus spp.* 14% (CI 2.6–51.3). Regarding the effects associated with the infestation, a decrease in daily weight gain was observed in seven calves parasitized with *Eimeria spp*., which presented losses ranging from seventy to four hundred grams.

Keywords: Coproparasitological analysis, gastrointestinal parasites, prevalence.

Introducción

El médico veterinario cumple un papel fundamental en la promoción de la salud y el bienestar animal, así como en la prevención y control de enfermedades zoonóticas que representan un riesgo para la salud pública. La profesión veterinaria abarca diversos campos de acción, entre los que se destacan la salud pública, la producción animal y la investigación, lo que exige una formación integral que combine conocimientos teóricos con la adquisición de competencias prácticas. En este sentido, la formación profesional requiere el desarrollo de habilidades clínicas y técnicas en diagnóstico, tratamiento, reproducción, nutrición y manejo sanitario, particularmente en los sistemas de producción pecuaria. Las prácticas académicas constituyen un componente esencial dentro del proceso de aprendizaje, ya que permiten aplicar los conocimientos adquiridos en contextos reales, consolidar el criterio médico y fortalecer la capacidad de análisis y resolución de problemas en campo.

La participación del médico veterinario en los sistemas de producción lechera resulta determinante para garantizar la sanidad, el bienestar y la productividad del hato bovino. A través de la implementación de planes sanitarios, programas reproductivos, estrategias nutricionales y protocolos de bioseguridad, se contribuye al mejoramiento de la calidad de la leche, la sostenibilidad de la producción y la seguridad alimentaria. En este marco, la pasantía desarrollada en la Estación Agraria Paysandú, en el área de producción de leche, constituyó un escenario académico-práctico para la aplicación de conocimientos, la adquisición de competencias profesionales y el fortalecimiento de la formación integral en medicina veterinaria.

DESCRIPCIÓN DEL SITIO DE PASANTÍA

Ubicación y características generales

La Estación Agraria Paysandú está ubicada en el departamento de Antioquia, en el corregimiento de Santa Elena del municipio de Medellín, y cuenta con una extensión de 140 hectáreas como se evidencia en la Figura 1. Su clima corresponde a un bosque muy húmedo montano bajo, con una temperatura media de 14 °C y una altitud aproximada de 2.600 m s. n. m. Los suelos predominantes son de tipo franco-arenoso y franco-arcilloso, donde se establecen pasturas de kikuyo (*Pennisetum clandestinum*) y raigrás (*Lolium perenne*). El terreno se distribuye en 70 hectáreas de reserva de bosque nativo, 40 hectáreas destinadas a la ganadería de leche y 30 hectáreas para la ganadería de carne**.**

Figura 1.

Aerofotografía de Estación Agraria Paysandú



Nota. Vista satelital de la Estación Agraria Paysandú y sus alrededores. (Maps, 2025).

Ganadería de leche

En el sistema lechero se manejan animales de las razas Holstein, Jersey y sus cruces (Jersey × Holstein y Holstein × Blanco Orejinegro y Holstein ×Angus) como se observa en la Figura 2, utilizando inseminación artificial a celo detectado. Las vacas en producción se dividen en tres lotes según su rendimiento: alta, media y baja producción.

Figura 2.

Bovinos lecheros del lote de alta producción.



Nota. Vacas Holstein, Holstein × BON y Holstein × Jersey (Autoría propia, 2025).

Alta producción

Las vacas desde los ocho días posparto, que consumen pasto y sal a voluntad, ordeñadas dos veces al día cada 12 horas. En cada ordeño reciben 1 kg de concentrado por cada 4 litros de leche producidos y 70 g de sal mineralizada por animal. El promedio de producción es de 35 litros diarios por animal.

Media producción

Estas vacas producen aproximadamente 20 litros diarios, se les da el mismo manejo que las de alta producción**.**

Baja producción

Son vacas con promedio de 15 litros diarios o aquellas preñadas confirmadas. Permanecen en ordeño hasta que su producción desciende por debajo de 6 litros diarios o cumplen siete meses de gestación. En este momento se realiza el secado, con el fin de permitir la involución y recuperación de la glándula mamaria para el siguiente periodo de lactancia.

Ganadería de carne

En el sistema de carne se tienen ejemplares de las razas Blanco Orejinegro (BON) y Aberdeen Angus como se muestra en la Figura 3, además de cruces como BON × Holstein y Angus × BON. Este programa forma parte de un proyecto piloto de ganadería de carne en clima frío, impulsado por la empresa Colanta.

Figura 3.

Bovinos de raza Blanco orejinegro y Aberdeen Angus



Nota. Bovinos en pastoreo extensivo (Autoría propia, 2025).

Manejo de terneras y novillas

Las terneras recién nacidas permanecen con la madre durante los tres primeros días para consumir calostro y fortalecer su sistema inmune. Luego son trasladadas a “salacunas”, donde permanecen en corrales individuales con acceso a agua, heno y concentrado a voluntad, además se les suministra leche dos veces al día bajo un plan progresivo que inicia con 2 litros, aumenta hasta 3,5 litros y finalmente desciende hasta 0,5 litros. A los 70 días se realizó el destete y las terneras pasan al lote denominado “balde-estaca”, donde reciben 2 kg de concentrado en dos raciones. Posteriormente, al cumplir tres meses ingresan a colectivos 1; a los cinco meses pasan a los colectivos 2, permaneciendo hasta los nueve meses con 1 kg de concentrado diario por animal y pastoreo en las praderas.

Figura 4.

Hembras en el lote de levante.



Nota. Hembras en pastoreo en el lote de levante (Autoría propia, 2025).

Al llegar a 12 meses son trasladadas al lote de levante 1, con igual suplementación en la Figura 4 se aprecian las hembras descritas previamente. De los 12 a los 18 meses permanecen en el lote de levante 2, donde se realizaron el primer servicio alrededor de los 16 meses si han alcanzado el peso mínimo requerido 350 kg para Holstein y 320 kg para los cruces Jersey × Holstein y Holstein × BON. Si no cumplen este requisito, el servicio se pospone. En la Figura 5 muestra el lote de levante 3 se mantienen las novillas preñadas, que al cumplir ocho meses de gestación son trasladadas al lote de maternidad y comienzan a acudir diariamente a la sala de ordeño para su acostumbramiento.

Figura 5.

Novillas de vientre



Nota. Novillas en pastoreo (Autoría propia, 2025).

Actividades realizadas

Durante un periodo de 16 semanas en la Estación Agraria Paysandú se ejecutó un plan sanitario integral para el ganado bovino de carne y leche. Este inicia a los 9 días de vida con la aplicación de Coccigan® D, seguido de Baycox ® a los 15 días, Panacur ® a los 45 días, Albendazol® a los 90 días y Sofomax ® a los 150 días, con el fin de controlar parásitos internos y garantizar un adecuado desarrollo de los animales. De manera complementaria, se realizó un seguimiento constante de la salud animal mediante el registro clínico individual y colectivo, lo cual permitió llevar un control detallado de peso, alimentación, estado reproductivo y tratamientos aplicados. En el área de producción de leche, cada 15 días se efectuó la prueba California Mastitis Test (CMT) en los lotes de alta, media y baja producción, con el fin de detectar casos subclínicos de mastitis y tomar decisiones oportunas de manejo.

Asimismo, actividades de detección de celos y servicios reproductivos, incluyendo la inseminación artificial a celo detectado y la aplicación de tratamientos hormonales en aquellos animales que lo requieran. También se realizó revisiones de gestación mediante palpación rectal o ecografía, con el objetivo de llevar un control reproductivo eficiente. Entre otras labores desarrolladas se encuentran: el manejo de registros productivos y reproductivos, la toma y envío de muestras biológicas al laboratorio, la implementación de programas de vacunación de acuerdo con el calendario, la supervisión de la nutrición animal según la etapa fisiológica. Estas actividades permitieron fortalecer el aprendizaje práctico en el manejo sanitario, productivo y reproductivo del hato bovino, aportando tanto a la formación profesional como al mejoramiento de la productividad en la Estación Agraria Paysandú.

CAPÍTULO I

Planteamiento del problema

Los parásitos gastrointestinales en terneras representan un limitante para la eficiencia productiva, ya que durante las primeras etapas de vida los animales tienen mayor susceptibilidad a estas infestaciones debido a la inmadurez de su sistema inmunológico, lo que favorece el establecimiento y la multiplicación de los parásitos en el tracto gastrointestinal. Estas infestaciones generan reducción en la ganancia de peso, retraso en el crecimiento y en la maduración sexual, afectando de manera directa el potencial productivo y reproductivo futuro del hato. En situaciones severas, la parasitosis puede ocasionar la muerte de los animales, lo que incrementa las pérdidas económicas por mortalidad temprana y por la necesidad de reemplazo, comprometiendo así la rentabilidad y sostenibilidad de los sistemas de producción bovina (Fiel, 2013).

La incidencia y la severidad de los parásitos gastrointestinales están condicionadas por diversos factores, entre los que se incluyen las condiciones climáticas, la cantidad de huevos y larvas infectantes presentes en el medio ambiente, las prácticas de manejo de los pastos, la presencia de huéspedes intermediarios y vectores, así como los hábitos de pastoreo, especialmente cuando los animales no se diferencian por grupos etarios. Además, la susceptibilidad del hospedador depende en gran medida de su estado inmunológico y de la calidad de la nutrición recibida a (Marskole et al., 2016; Obi et al., 2020; Farhood, 2020). Por ello, se evaluará la prevalencia y el impacto de los parásitos gastrointestinales en terneras, con el fin de generar información que permita diseñar planes de prevención y control más efectivos, que mejoren la productividad y la sostenibilidad de los sistemas de producción ganadera.

Justificación

En los sistemas de producción bovina, las diarreas profusas se asocian en gran medida con parasitosis, lo que ha llevado al uso indiscriminado de desparasitantes de amplio espectro. Esta práctica, además de generar gastos económicos innecesarios, favorece el desarrollo de resistencia parasitaria, limitando la eficacia de los tratamientos convencionales y comprometiendo la productividad a largo plazo (Anziani & Fiel, 2015). Para mejorar el desempeño productivo de las ganaderías de leche, resulta indispensable contar con un conocimiento sólido acerca de los parásitos gastrointestinales más frecuentes en la zona. Se debe considerar factores ambientales y de manejo, como el sistema de pastoreo, la densidad animal, el manejo sanitario, el piso altitudinal y la dispersión de heces, ya que dichos parámetros influyen directamente en la dinámica epidemiológica de los parásitos. De esta manera, es posible establecer programas de desparasitación gastrointestinal más eficientes y adaptados a las condiciones específicas de cada hato.

Por lo tanto, este estudio se justifica en la necesidad de generar información actualizada sobre la prevalencia, distribución e impacto de parásitos gastrointestinales en terneras. Con ello se podrá diseñar estrategias de prevención y control más efectivas, basadas en la evidencia y ajustadas a las condiciones particulares de cada sistema de producción. Dichas estrategias no solo contribuirán a mejorar los índices productivos y reproductivos del ganado, sino que también tendrán un impacto positivo en la salud y el bienestar animal, en la sostenibilidad económica de las producciones y en la reducción de la contaminación ambiental asociada al uso excesivo de antiparasitarios.

OBJETIVOS

Objetivo general

Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en terneras de la Estación Agraria Paysandú, en el municipio de Medellín, departamento de Antioquia, mediante las técnicas de flotación y directa.

Objetivos específicos

Identificar los factores que contribuyen a la presentación del ciclo biológico de los parásitos.

Establecer la prevalencia de parásitos gastrointestinales en las terneras por edad, raza y lote.

Analizar el impacto del grado de infestación parasitaria sobre la ganancia de peso en terneras.

CAPITULO II

Introducción

Las enfermedades de origen parasitario representan una de las infestaciones de mayor relevancia e impacto a nivel global, al ser responsables de elevados índices de morbilidad en animales pertenecientes al sector ganadero, siendo uno de los problemas sanitarios más trascendentes para la producción animal, especialmente en regiones consideradas endémicas (Senasa, 2017; Momčilović et al., 2019). El parasitismo gastrointestinal en el ganado es causado principalmente por protozoarios y helmintos, dentro de los cuales se incluyen nemátodos, tremátodos y céstodos. En la mayoría de los casos, estas infestaciones presentan un carácter multietiológico (Craig, 2018). Los signos clínicos asociados varían de acuerdo con la carga parasitaria, la especie involucrada y la respuesta inmunitaria del hospedador. Dichas manifestaciones incluyen disminución en la ganancia de peso, diarrea, pelaje hirsuto, debilidad y anemia, además de síntomas específicos según el órgano afectado. De igual forma, las infestaciones parasitarias predisponen a los animales a otras enfermedades y, en procesos subclínicos o crónicos, pueden ocasionar síndromes de mala absorción, retraso en el crecimiento y diarreas persistentes (Almada, 2012; Bowman, 2014; Fernández et al., 2015; Craig, 2018; Healey et al., 2018).

Un aspecto determinante en la epidemiología de estas enfermedades es la edad del hospedador; los animales jóvenes al ser más susceptibles, actúan como los principales responsables de la contaminación de los pastos y de la transmisión al resto del hato. Por su parte, los adultos suelen presentar cargas parasitarias bajas, aunque se convierten en reservorios que perpetúan la infección en individuos más vulnerables. A ello se suma la importancia de estas

parasitosis no solo en la salud animal, sino también en la salud pública, al constituir un riesgo potencial de zoonosis (Fernández et al., 2015). Asimismo, la interacción entre distintas especies animales, e incluso con los seres humanos dentro de un mismo hábitat, incrementa la probabilidad de transmisión de parásitos gastrointestinales (Obanda et al., 2019).

En términos económicos, se han estimado pérdidas significativas derivadas de estas infestaciones. En un estudio cantón Cuenca, provincia de Azuay durante el 2016 únicamente considerando la reducción en la productividad, sin incluir gastos veterinarios ni costos de personal de campo, se calculan pérdidas anuales cercanas a los 445 millones de dólares ocasionadas por nemátodos gastrointestinales (Rodríguez et al., 2017). En el caso de Colombia, la diversidad altitudinal favorece distintas condiciones ambientales que facilitan el desarrollo de los ciclos biológicos de una amplia variedad de parásitos gastrointestinales en bovinos (Pinilla et al., 2019). No obstante, pese a esta problemática, el sector pecuario ha mostrado un crecimiento positivo: la producción de ganado bovino ha aumentado un 9,8% y la de leche cruda un 8,0%, lo que refleja un buen dinamismo tanto en la producción cárnica como en la láctea (Unidad de Planificación Rural Agropecuaria, 2024).

Por otro lado, el diagnóstico de parásitos internos en animales, especialmente en pequeños, se realiza habitualmente mediante el análisis coproparasitoscópico en busca de huevos o estructuras parasitarias. Para garantizar la fiabilidad de los resultados, las muestras fecales deben ser frescas y recolectadas directamente durante la defecación o, en su defecto, del recto mediante un asa fecal durante la exploración física (Hendrix & Post, 2015).

Revisión bibliografía

Los sistemas de producción de bovinos son una de las actividades económicas pecuarias que contribuyen al suministro de alimento y fuente de ingresos económicos, fundamental para la población, pese a las condiciones donde se desarrolla, la crianza y producción de estos animales puede verse afectada por agentes patógenos como los parásitos ocasionando lesiones, retardo en el crecimiento, ganancia de peso, alteración de la fertilidad de los animales; disminuyendo la producción y reproducción del hato, es decir las parasitosis representan una amenaza en la ganadería bovina en las áreas andinas de nuestro país ya que causan efectos a nivel de la producción y productividad (Chávez,2019). La parasitosis gastrointestinal es una enfermedad causada por parásitos que se encuentran ubicados en sistema digestivo afectando los sistemas de producción generando alta morbilidad y mortalidad especialmente en animales jóvenes (Paredes, 2014).

Nemátodos

Son gusanos redondos con cuerpo segmentado y recubierto por una cutícula, que presentan extremos puntiagudos. En los rumiantes, suelen localizarse principalmente en el abomaso y el intestino. (Sutherland, 2010). Estos organismos poseen un aparato digestivo sencillo, dispuesto a lo largo del eje corporal. En el extremo anterior se encuentra la boca, seguida de un esófago muscular que conecta con el intestino y finaliza en el ano y la cola. Su boca está provista de estructuras cortantes que les permiten dañar los tejidos del hospedador para alimentarse. Presentan dimorfismo sexual: los machos son generalmente más grandes que las hembras y cuentan con un testículo, conducto deferente, vesícula seminal y un conducto eyaculador que desemboca en la cloaca y el ano. Durante la cópula, el macho sujeta a la hembra

mediante la bursa copulatriz. Por su parte, la hembra posee uno o dos ovarios, oviductos y de uno a cuatro úteros que se continúan con la vagina y la vulva (Rodríguez & Juela, 2016).

Los nemátodos más comunes en rumiantes son *Cooperia, Haemonchus, Trichostrongylus, Ostertagia y Oesophagostomum* los cuales tienen ciclos de vida directos, es decir que parasitan a un solo hospedador. Presentan una fase de vida libre externa o exógena en el medio ambiente y otra fase interna parasitaria o endógena dentro del hospedador. Presentan una etapa de contaminación de los potreros a través de los huevos eliminados por los vermes adultos alojados en el tracto gastrointestinal de los rumiantes, provenientes de las heces (Suárez & Olmos 2024).

Strongylus spp.

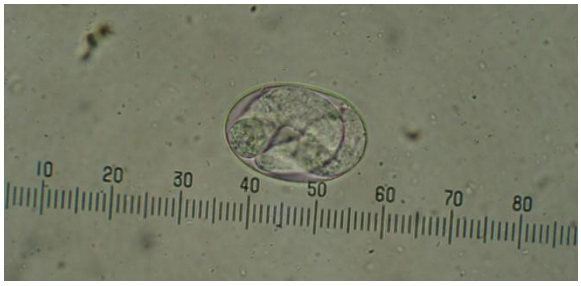
Son parásitos del intestino delgado, filiformes y con menos de 1 cm de longitud. Parasitan el intestino delgado de diferentes especies animales en todo el mundo, especialmente en regiones de clima templado y fresco (Bowman, 2011). Las hembras pueden medir entre 2 a 9 mm de largo y son partenogenéticas, es decir que producen huevos viables sin necesidad de ser fecundados por el macho. En la Figura 6 se evidencian los huevos que son de forma elipsoidal con cutícula delgada. Los machos pueden medir entre 7 a 8 mm de largo y cuentan con grandes espículas arqueadas y un gubernaculo (Quiroz *et al.*, 2011). Los huevos eclosionan rápidamente para convertirse en L3, larvas infectivas que se movilizan para ser consumidas por los animales a lugares con altos niveles de humedad y material orgánico (Craig, 2018).

En el intestino del hospedador los *strongylus*, las hembras partenogenéticas (es decir, que producen huevos que se desarrollan sin necesidad de ser fecundados por un macho) producen huevos que empiezan a desarrollarse antes de alcanzar las heces. Fuera del hospedador estas larvas eclosionan y completan su desarrollo a larvas infectivas del estadio III en uno o dos días.

Pueden sobrevivir hasta 4 meses fuera del hospedador. Estas larvas penetran en el hospedador a través de la piel, o con la hierba o el agua. En bovinos, una vez en el interior, las larvas emigran a los pulmones a través de los vasos sanguíneos (*larva migrans*). En los pulmones atraviesan los alvéolos, al toser son propulsados a la cavidad bucal, son tragadas y finalmente alcanzan el intestino donde se introduce en la mucosa y se desarrolla a adultos, unos 9 días tras la infección. Las larvas infectivas pueden llegar a las ubres a través del flujo sanguíneo, y de allí infectar a crías en lactancia. También pueden atravesar la placenta e infectar al embrión antes del parto. Además de este ciclo partenogenético (homogónico), las hembras adultas pueden poner huevos que producen otro tipo de larvas que en el exterior se desarrollan a adultos machos o hembras (ciclo heterogónico). Los huevos fertilizados de esta población se desarrollan unas larvas infectivas que ingerirán el hospedador (Junquera,2022).

Figura 6.

Huevo de Strongylus spp.



Nota. Huevo de *Strongylus spp* mediante técnica de flotación (Unam, 2022).

Trichuris spp.

Son nemátodos de color amarillento que, en su etapa adulta, alcanzan entre 3 y 8 cm de longitud. Presentan una morfología característica similar a la de un látigo: la parte anterior del cuerpo es delgada y filiforme, mientras que la posterior es más gruesa y constituye el “mango”.

En los machos, el extremo posterior se encuentra enrollado y poseen una única espícula. Los huevos de *Trichuris* son de color pardo amarillento, con una forma típica de tonel, una cáscara gruesa y un tapón en cada extremo como se aprecia en la Figura 7. Miden aproximadamente 40 × 70 micras y son altamente resistentes a condiciones ambientales adversas, como el frío y la sequía, lo que les permite sobrevivir en el entorno durante largos periodos. La infección del hospedador ocurre al ingerir pastos, agua u otros alimentos contaminados con huevos embrionados. Una vez en el intestino delgado, las larvas emergen del huevo y permanecen allí de 2 a 10 días antes de desplazarse hacia el ciego, donde completan su desarrollo a adultos y se reproducen (Fiallos, 2018). Durante su desarrollo, las larvas provocan irritación en la mucosa intestinal, mientras que los adultos se fijan a la pared del ciego mediante su extremo anterior para alimentarse de sangre. Generalmente, el daño que producen es leve y puede cursar sin síntomas clínicos; sin embargo, en casos de infestaciones masivas más de 500 parásitos adultos por animal pueden presentarse enteritis, ulceraciones e incluso hemorragias intestinales. Estas infestaciones severas también ocasionan alteraciones en la absorción de fluidos, provocando diarrea acuosa o sanguinolenta, pérdida progresiva de peso, anemia y una notable disminución en la producción (Cutilla, 2019).

Figura 7.

Huevo de Trichuris spp.



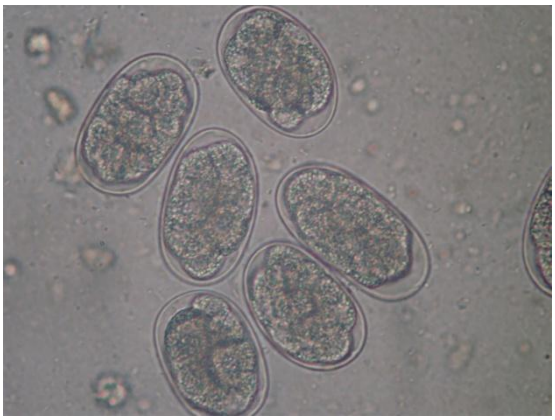
Nota. Huevo de *Trichuris spp* mediante técnica de flotación (Unam, 2022).

Ancylostoma caninum.

Son unos parásitos que afectan al intestino delgado canino y que tienen hábitos hematófagos, En la Figura 8 se aprecia los huevos de *Ancylostoma caninum*. Debido a que poseen una gran cápsula bucal con dientes para engancharse al intestino delgado del perro, se les denomina "gusanos gancho". Su forma de infección son las larvas 3 del parásito, que entran en el perro a través de la piel, son ingeridas o pasan por la leche o la placenta a los cachorros. Una vez en el organismo canino, evolucionan hasta su estado adulto, donde causan daños y una enteritis traumática crónica en su localización definitiva: el intestino. (Bowman, 2011).

Figura 8.

Huevos de Ancylostoma caninum.



Nota. Huevo de *Ancylostoma caninum* mediante técnica de flotación (Unam, 2022).

Ciclo de Vida

Los perros y gatos que ingieren larvas, las cuales van a la circulación y se instalan en el intestino. Ahí las hembras ponen huevos que se excretan en las heces desde 4 a 8 semanas después de la ingesta. Los huevos fecundados eclosionan en el suelo (arena) produciendo larvas

rabditiformes no infectantes, posteriormente estás maduran a larvas filariformes. Las larvas filariformes infectantes que se encuentran en el suelo, penetran la piel de animales y personas (más frecuentemente en pies descalzos) y generan la infección (Torres et al, 2012).

Protozoos

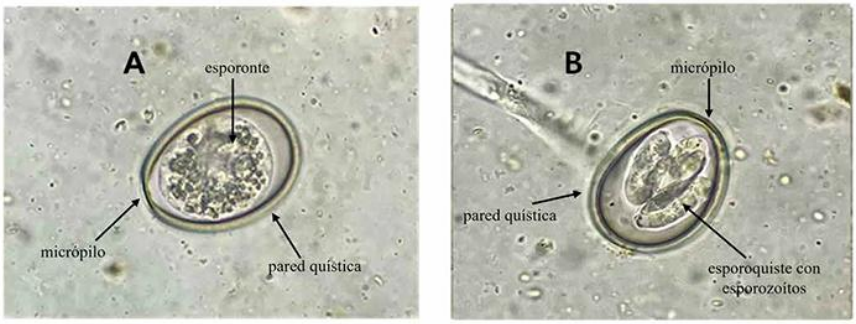
Son organismos unicelulares que suelen depender de otros seres vivos para sobrevivir, razón por la cual se consideran parásitos. Su multiplicación se intensifica cuando el hospedador presenta cuadros de diarrea. Estos microorganismos tienen poca capacidad de sobrevivir fuera del hospedero, por lo que la transmisión a otros animales ocurre principalmente mediante el contacto directo, aunque también puede darse por la ingesta de agua o alimentos contaminados (Bowman, 2011). Se localizan en las células epiteliales del intestino delgado, el ciego, el colon y, en algunos casos, pueden alcanzar el hígado. La presencia de estos parásitos ocasiona una reducción significativa en el rendimiento productivo y reproductivo, especialmente en las hembras. Debido a su ciclo de vida directo y rápida reproducción, están distribuidos ampliamente en distintas regiones. Los animales jóvenes, entre las 3 y 6 semanas de edad, son los más susceptibles.

Eimeria spp.

Uno de los agentes causales de las coccidiosis es el protozoario del género *Eimeria*, familia eimeriidae, suborden Eimeriorina, orden Eucoccidiorida, clase Sporozoea y filo Apicomplexa, otro rasgo de este parásito es que es unicelular, las especies que afectan al ganado bovino principalmente son *Eimeria bovis* (Pié, 2020).

Figura 9.

Ooquistes de Eimeria spp.



Nota. Ooquiste no esporulado (A) y esporulado (B) donde muestra cuatro esporoquistes y dos esporozoítos (Florião et al., 2016).

Ciclo biológico

El parásito *Eimeria spp*. tiene dos fases de reproducción la de tipo asexual y sexual, en las cuales se liberará una cantidad más grande de microorganismos a la vez que se avanza en el ciclo biológico. La esporulación o esporogonia corresponde a un tipo de reproducción asexual en la cual el ooquiste excretado con las heces no es infeccioso inicialmente, por lo que requiere esporular para alcanzar las condiciones óptimas que le permitan resistir las variaciones ambientales. Este proceso depende de factores como la humedad, el oxígeno y la temperatura, puede durar desde algunas horas hasta varias semanas. Una vez completada la esporulación, el ooquiste maduro en la figura 10 (B) se puede observar, se vuelve infeccioso y, al ser ingerido por el bovino mediante el consumo de pasturas o agua contaminada, libera los esporocistos en el estómago. Liberan esporozoitos que invaden el intestino delgado, adhiriéndose a las células epiteliales para penetrarlas (Andrews, 2022). Durante la esquizogonia o merogonia, que también es un tipo de reproducción asexual, se producen múltiples divisiones celulares. En esta fase, el agente infeccioso alojado dentro del enterocito ocasiona daño mecánico en la pared intestinal al originar la primera generación de merontes. Los merozoitos liberados rompen el enterocito para

salir, y de ellos se forma una segunda generación de trofozoítos (Burrell et al., 2019). Finalmente, en la etapa de gametogonia ocurre la reproducción sexual. En esta fase, los merozoitos ingresan nuevamente a las células intestinales y se transforman en macrogametocitos y microgametocitos. La fusión de sus núcleos da origen a un ooquiste inmaduro como se observa en la Figura 10 (A) que es eliminado con las heces y no resulta infeccioso en ese momento. Una vez en el ambiente, el parásito debe pasar nuevamente por el proceso de esporulación para adquirir la capacidad de infectar a otro hospedador, repitiendo así su ciclo biológico, dicho ciclo biológico se presenta de manera resumida en la Figura 10(Pimentel et al., 2023).

Figura 10.

Ciclo biológico de Eimeria spp.



Nota. Ciclo biológico con sus fases asexual y sexual (Fiel, & Ferreyra, 2018).

Cuadro clínico

Las coccidiosis son uno de los protozoarios obligados que ocasionan más altas morbilidades en bovinos, la coevolución junto con sus anfitriones ha permitido el desarrollo de sofisticados mecanismos de adaptación, lo que hace que el parásito afecta la respuesta inmunológica del huésped (Suarez et al., 2017). Los cuadros clínicos de coccidiosis por *Eimeria spp*. son:

La forma subclínica de la coccidiosis bovina se caracteriza porque los animales no manifiestan signos clínicos evidentes; sin embargo, presentan un crecimiento reducido, acompañándose de decaimiento e inapetencia. Aunque el animal puede mostrar una aparente recuperación clínica, su rendimiento productivo no mejora, lo que se traduce en un desarrollo deficiente y un desempeño futuro limitado (Price, 2018). En la forma clínica, los signos se vuelven más notorios. Es común observar diarrea, que en algunos casos puede contener sangre o ser simplemente mucosa con olor fétido. Los animales presentan pérdida del apetito, disminución de peso y retraso en el crecimiento. Los síntomas pueden ser leves o apenas perceptibles, pero también pueden incluir pelaje hirsuto, fiebre, deshidratación moderada y un estado general de decaimiento. Por su parte, la forma crónica muestra una sintomatología similar, aunque con mayor gravedad. Los animales afectados evidencian un marcado retraso en el crecimiento, acompañado de anemia, debilidad muscular y suciedad en la región perianal. En los casos más severos, pueden adoptar una posición de decúbito y morir a causa de un choque hipovolémico. No obstante, algunos individuos que permanecen expuestos al protozoario por periodos prolongados pueden desarrollar inmunidad y recuperarse clínicamente (Morales, 2020).

Céstodos

Son gusanos planos de cuerpo alargado y segmentado con apariencia de cinta. Se caracterizan por ser hermafroditas, ya que cada uno de sus segmentos llamados proglótides contiene un sistema reproductor completo, tanto masculino como femenino. En su parte anterior presentan un órgano de fijación denominado escólex, seguido de una región germinativa o cuello, de la cual se originan los nuevos segmentos a medida que el parásito crece. Durante su ciclo biológico, las larvas se desarrollan y enquistan en diferentes tejidos del hospedador intermediario, formando quistes que contienen uno o varios escólices de los futuros gusanos adultos. Los ejemplares adultos se alojan en el intestino delgado del hospedador definitivo, donde alcanzan la madurez sexual. En cambio, las formas larvarias se localizan en tejidos extraintestinales, ocasionando infestaciones de tipo sistémico que pueden afectar diversos órganos y funciones fisiológicas del hospedador (Murray et al., 2021).

Moniezia spp.

Constituyen un grupo de céstodos con distribución mundial, causantes de enfermedades intestinales en especies rumiantes, caracterizadas por disminución de la producción animal y, en algunos casos, la muerte (Sray & Faraj, 2022). El género *Moniezia* pertenece a la familia Anoplocephalidae dentro del orden Cyclophyllidea, caracterizado por ausencia de ganchos y rostelo, su cuerpo consta de un pequeño escólex anterior, cuello, seguido por estróbilo de cadena larga con patrón específico para cada especie (Diop et al., 2015).

Figura 11.

Huevo de Moniezia expansa.



Nota. Huevo de *Moniezia expansa* mediante técnica de flotación **(**Sánchez, 2004)

Tienen un ciclo biológico indirecto, en el que requieren dos especies de hospederos, que incluyen a los rumiantes como hospederos definitivos, donde ocurre la reproducción sexual y los huevos pasan del intestino del rumiante dentro de los proglótidos grávidos en la Figura 11 se pueden observar un huevo de *Moniezia* y salen a través de las heces al suelo donde penetran a los ácaros oribátidos que se constituyen en hospederos intermediaros donde ocurre la reproducción asexual (Regassa et al., 2015).

Diagnóstico parasitológico en rumiantes

El diagnóstico de las parasitosis internas en rumiantes constituye una herramienta fundamental para el médico veterinario, ya que permite conocer con precisión el estado parasitológico del hato, establecer tratamientos adecuados y ofrecer recomendaciones al productor (López, 2003). Para ello, se dispone de diversas técnicas coproparasitológicas que facilitan la identificación, cuantificación y caracterización de los parásitos presentes en las muestras fecales.

Técnica de McMaster

La técnica de McMaster se emplea para evaluar el grado de parasitosis mediante el conteo de huevos por gramo (HPG) de heces. Este método cuantitativo es útil para demostrar y contabilizar huevos de helmintos en muestras frescas (Calderón et al., 2016). Presenta una sensibilidad del 89,5% y una especificidad del 100%, lo que permite detectar de forma confiable los verdaderos positivos (Villamil, 2018). Su principio se basa en el uso de cámaras de conteo que permiten examinar un volumen conocido de suspensión fecal preparada a partir de una cantidad precisa de heces y un volumen definido de solución de flotación. Al llenar la cámara, los detritos sedimentan y los huevos flotan hacia la superficie, donde pueden observarse fácilmente dentro de la rejilla para su conteo (Vignau et al., 2005).

Técnica de Baermann

La técnica de Baermann se utiliza para detectar nematodos gastrointestinales en cualquier estadio larvario, fundamentándose en el movimiento activo de las larvas. Las heces se suspenden en agua, permitiendo que las larvas migren hacia el líquido y se desplacen al fondo, desde donde pueden ser recuperadas para su identificación. Este método cualitativo también permite diagnosticar protozoarios intestinales en fase vegetativa o quística, así como diversos tipos de helmintos (Correa et al., 2016). Generalmente, se mezcla una pequeña cantidad de heces con agua destilada sobre un portaobjetos hasta obtener una capa fina, se cubre con un cubreobjetos y se examina el frotis con el objetivo de menor aumento (Puerta, 2015).

Método de flotación con solución salina saturada de Willis-Molla

Este método cualitativo permite detectar huevos de nematodos y algunos cestodos capaces de flotar y adherirse a la laminilla. Es una prueba rápida, aunque presenta limitaciones,

ya que no permite observar trematodos, algunos cestodos y nematodos que no flotan (Rojas, 2018). Una forma de realizarla consiste en mezclar 5 gramos de materia fecal con 20 mL de solución salina saturada, colar la mezcla, dejarla en reposo y posteriormente observarla al microscopio (Villazul et al., 2015). Otra variante utiliza una solución saturada de cloruro de sodio (NaCl) con densidad de 1.150, preparada disolviendo 400 g de sal en 1 litro de agua destilada tibia (Gallo, 2014).

Siembra, cultivo y cosecha de larvas

Este método cualitativo permite detectar larvas L3 y diferenciar los tipos de parásitos que afectan al animal (Quijada et al., 2008). Para ello, se colocan 100 gramos de heces en un vaso, el cual se cubre con papel perforado y se asegura con ligas. El recipiente se almacena protegido de la luz solar y se agita periódicamente. Cada tres días se toman 5 gramos de la muestra para aplicar la técnica de Baermann-Wetzel y así recuperar las larvas desarrolladas (Higuita et al., 2007).

CAPITULO III

Metodología

Ubicación geográfica

La Estación Agraria Paysandú se ubica en el corregimiento de Santa Elena, municipio de Medellín (Antioquia), a una altitud aproximada de 2.600 m s. n. m., un clima de bosque muy húmedo montano bajo, con temperatura media de 14 °C**.**

Diseño del muestreo

En la Estación Agraria Paysandú se llevó a cabo un estudio no experimental, observacional y transversal con la totalidad de la población de terneras, conformada por 31 animales de tipo lechero, de razas como Holstein y cruces de Holstein x Bon, Holstein x Jersey. Estas se encontraban distribuidas en tres sistemas de manejo como se evidencia en la Tabla 1.

Tabla 1.

Distribución de los sistemas de manejos.

Ubicación	Número de animales
Colectivo 1 (estabulado)	4
Colectivo 2 (pastoreo)	10
Colectivo 3 (pastoreo)	17

Nota. Ubicación y número de las terneras (Autoría propia, 2025).

Las edades de las terneras estaban comprendidas entre 1.5 meses y 11 meses, y para efectos del análisis se establecieron tres grupos etarios: 1.5 a 3.5 meses como se puede observar en la Figura 12, 4 a 6 meses y 7 a 11 meses.

Figura 12.

Terneras en colectivos 1.



Nota. Terneras estabuladas (Autoría propia, 2025).

Cada animal fue identificado previamente y se consignaron datos básicos como edad, sistema de manejo, lote de pertenencia y pesajes obtenidos en controles anteriores. La toma de las muestras fecales se realizó por vía rectal, recolectando aproximadamente 20g de materia fecal en bolsas de polietileno, previamente rotuladas con la información correspondiente (código del animal, edad, raza y grupo).

El examen coprológico, o análisis de materia fecal, comprende la evaluación de características macroscópicas y microscópicas. En la fase macroscópica se observaron aspectos como el color, la consistencia y el olor, además de la posible presencia de moco, sangre, restos de tejido o parásitos visibles. En la fase microscópica, se utilizaron métodos especializados como la técnica de flotación y la técnica directa, que permitieron identificar estructuras parasitarias no visibles a simple vista.

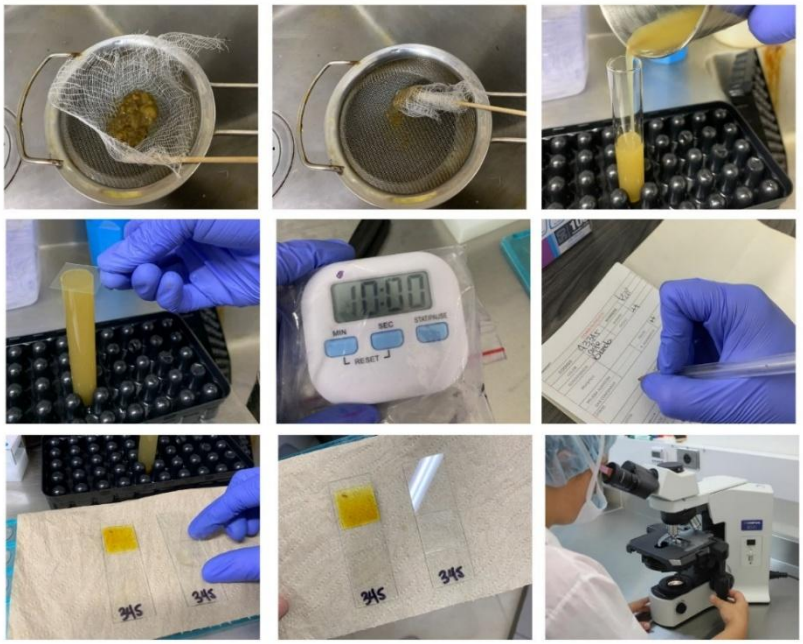
La flotación se basa en la concentración de los huevos, larvas y quistes por flotación en un líquido de mayor densidad, esta no debe ser excesivamente alta para que los elementos parasitarios no se deformen y que tampoco floten otras partículas sólidas presentes en las heces. (Baruc, 2022)

Técnica de flotación

En un vaso con 20ml de solución hipertónica, se mezcló cuidadosamente 10 gramos de materia fecal para obtener una suspensión homogénea. A continuación, en el recipiente de recolección se colocó un colador cubierto con una gasa, sobre la cual se vierte la mezcla de manera lenta y controlada. Posteriormente, el líquido filtrado se transfiere con precaución a un tubo de ensayo, al que se le colocó un cubreobjetos en la parte superior, dejándolo reposar durante aproximadamente 15 minutos para permitir que los huevos de los parásitos floten y se adhieran al cubreobjetos. Una vez transcurrido el tiempo de reposo, el cubreobjetos se retira cuidadosamente y se colocó sobre un portaobjetos limpio para proceder a la observación microscópica de la muestra cómo se evidencia en la Figura 13 (Puerta & Vicente 2015).

Figura 13.

Procedimiento de la técnica flotación para el diagnóstico coprológico.



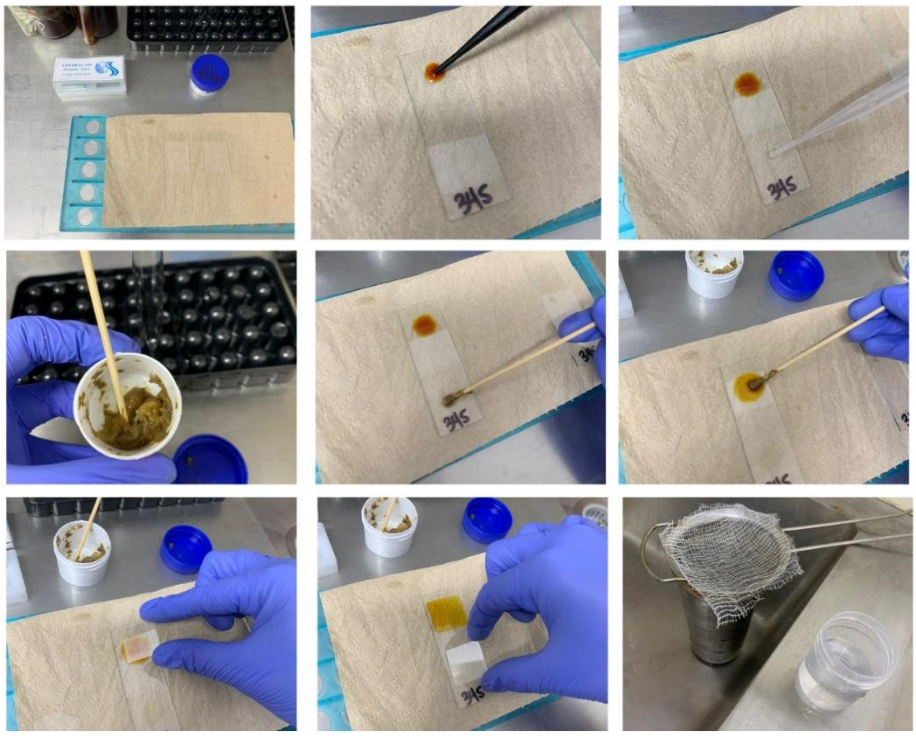
Nota. En la secuencia se observa el proceso de filtrado, preparación y lectura de las muestras fecales mediante la técnica de flotación (Autoría propia, 2025).

Técnica directa

En el portaobjetos se depositaron dos gotas, una de solución salina y otra de Lugol parasitológico, separadas entre sí, se destapo la muestra fecal y, con ayuda de un palillo de madera, se examinaron y registraron sus características macroscópicas como color, consistencia, olor y presencia de elementos anormales. Posteriormente, con el mismo palillo y una pequeña cantidad de materia fecal, se mezclaron cuidadosamente la muestra con la gota de solución salina hasta obtener una mezcla homogénea; luego, se repite el mismo procedimiento con la gota de Lugol. Una vez preparadas ambas mezclas, se colocó un cubreobjetos sobre cada una y se observaron bajo el microscopio como se puede observar en la Figura 14 (Instituto Nacional de Salud, 2015).

Figura 14.

Técnica directa.



Nota. Preparación de la muestra fecal mediante la técnica directa, la cual consiste en colocar una pequeña porción de materia fecal sobre un portaobjetos, mezclarla con solución salina y lugol y cubrirla con un cubreobjetos (Autoría propia, 2025).

Análisis estadístico

Este estudio fue de tipo no experimental, observacional y transversal. Para determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en las terneras evaluadas, se aplicó una fórmula matemática destinada al cálculo de prevalencia.

$$\boldsymbol{Prevalencia} = \frac{\textbf{Muestras positivas a parásitos gastrointestinales}}{\textbf{Total de las muestras evaluadas}} \boldsymbol{x100}$$

Para estimar la precisión de las prevalencias obtenidas, se calcularon intervalos de confianza al 95%. El análisis se realizó considerando las variables raza donde se encontraban tres Holstein, Holstein x Bon y Holstein x Jersey, ubicación que están distribuidas en tres colectivos y grupo etario, clasificados en tres rangos: 1.5 a 3.5 meses, 4 a 6 meses y 7 a 11 meses. Se recolectaron muestras fecales de las 31 terneras y se efectuaron exámenes macroscópicos, en los cuales se evaluaron características como color, olor y consistencia. Posteriormente, se llevaron a cabo exámenes microscópicos mediante las técnicas de flotación y examen directo para la identificación de ooquistes y huevos parasitarios. Para determinar la afectación en la ganancia diaria de peso, se analizaron los registros productivos correspondientes al periodo comprendido entre mayo y noviembre del presente año. La evaluación se centró en aquellas terneras que presentaron disminución en la ganancia de peso, con el fin de establecer la posible relación entre la pérdida de peso y la presencia de parásitos gastrointestinales. Asimismo, se consideraron los factores asociados al ciclo biológico de los parásitos, teniendo en cuenta las condiciones de manejo de las terneras. Para ello, se clasificaron los animales según su sistema de alojamiento, diferenciando entre aquellos mantenidos en estabulación (colectivo 1) y los que permanecían en

pastoreo (colectivos 2 y 3), debido a la influencia de estas condiciones sobre la exposición y transmisión parasitaria.

CAPITULO IV

Resultados

En relación con la prevalencia de parásitos gastrointestinales según la raza, se observó que la raza Holstein presentó una alta prevalencia del género *Eimeria*, con un 100 % (IC 78.5 - 100) de los animales positivos como se evidencia en la Tabla 2.

Tabla 2.

Prevalencia de parásitos gastrointestinales por razas.

Raza	Parásito	Total animales	Positivos a PGI	Prevalencia (%)	IC %
Holstein	*Eimeria spp*	14	14	100	78.5 – 100
	Ancylostoma caninum	14	6	43	21.4 – 67.4
	Trichuris spp	14	1	7	1.27 - 31.47
Holstein x Bon	*Eimeria spp*	7	7	100	64.6 – 100
	Ancylostoma caninum	7	3	43	15.82 - 74.95
	Strongylus spp	7	1	14	2.6 - 51.3
Holstein x Jersey	*Eimeria spp*	10	10	100	72.25 – 100
	Ancylostoma caninum	10	1	10	1.8 - 40.4
	Trichuris spp	10	1	10	1.8 - 40.4
	Moniezia spp	10	1	10	1.8 - 40.4

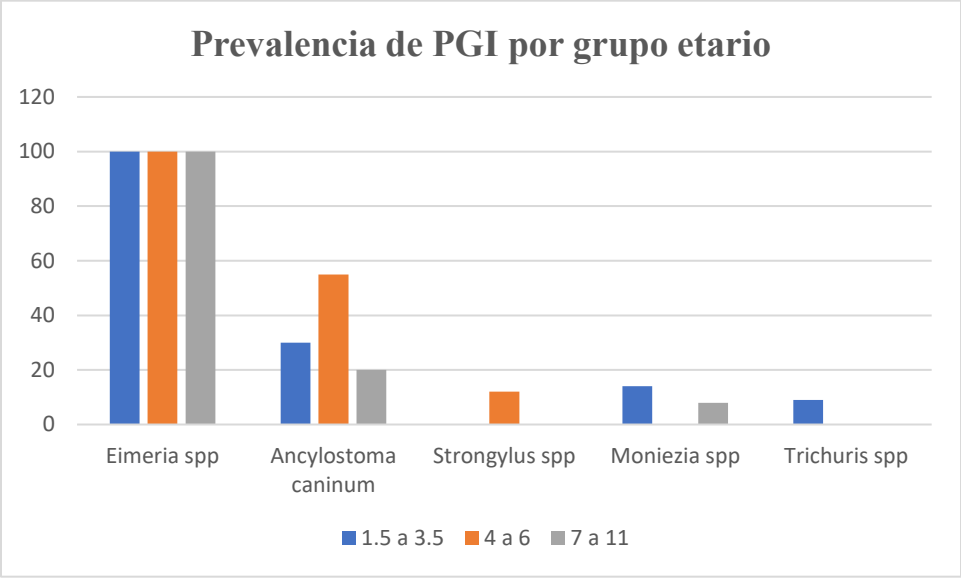
Nota. Prevalencia de las familias de parásitos por razas en la Estación Agraria Paysandú (Autoría propia, 2025).

La prevalencia de parásitos gastrointestinales según el grupo etario de las terneras, se observa en la Figura 15 que el parásito *Eimeria spp* presenta la mayor prevalencia en todos los rangos de edad (1.5 a 3.5, 4 a 6 y 7 a 11 meses), alcanzando el 100 % en cada uno, lo que indica

una infestación generalizada*, Strongylus spp, Trichuris spp* y *Moniezia spp* presentaron una prevalencia <15 %, con apariciones aisladas en los grupos etarios.

Figura 15.

*Prevalencia de parásitos gastrointestinales por edad***.**



Nota. Prevalencia de PGI en grupos etarios de 1.5- 3.5 meses, 4 - 6 meses y 7 – 11 meses (Autoría propia, 2025).

La prevalencia de parásitos gastrointestinales por colectivos representa un 100% de *Eimeria spp* (IC 72.25 – 100), como se evidencia en la Tabla 3.

Tabla 3.

Prevalencia de PGI en los diferentes colectivos.

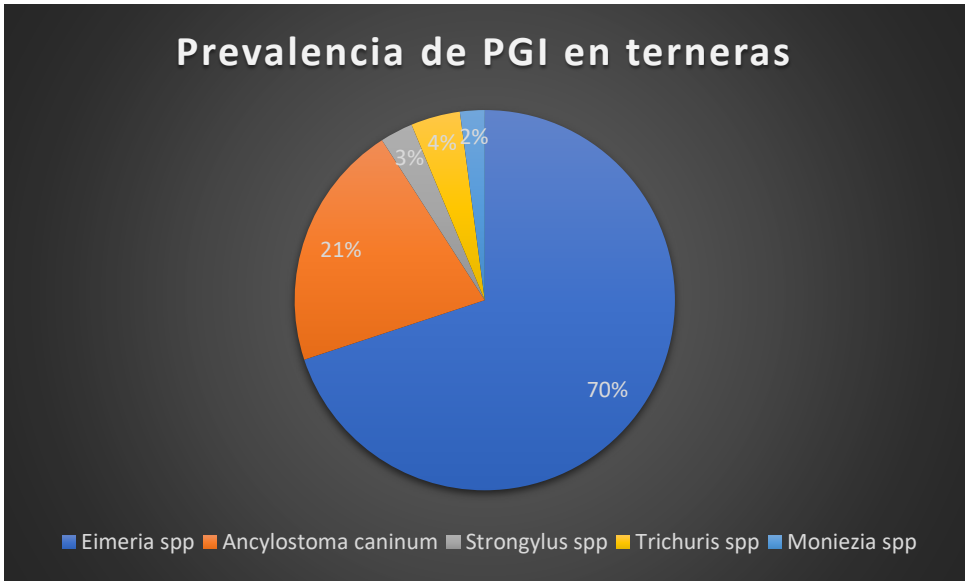
Ubicación	Parásito	Total animales	Positivos a PGI	Prevalencia (%)	IC %
colectivo 1	*Eimeria spp*	4	4	100	72.25 - 100
	Ancylostoma caninum	4	1	25	5.0 - 70.0
	Strongylus spp	4	1	25	5.0 - 70.0
colectivo 2	*Eimeria spp*	10	10	100	72.2 – 100
	Ancylostoma caninum	10	6	60	31.3 - 83.2
	Strongylus spp	10	3	30	10.8 - 60.3
colectivo 3	*Eimeria spp*	17	10	100	81.6 – 100
	Ancylostoma caninum	17	3	18	6.2 – 41
	Trichuris spp	17	2	12	3.3 - 34.3
	Moniezia spp	17	1	6	1.0 - 27.0

Nota. Prevalencia de PGI en los colectivos 1, 2 y 3 en la Estación Agraria Paysandú (Autoría propia, 2025).

La *Eimeria* spp presentó una prevalencia del 100%, lo que indica que todas las terneras muestreadas estaban infectadas con este parásito, sugiriendo que es el agente más común y posiblemente endémico en la población evaluada. *Ancylostoma caninum* mostró una prevalencia del 30%, lo que significa que aproximadamente una de cada tres terneras presentó infección por este nemátodo como se puede observar en la Figura 16.

Figura 16.

Prevalencia de parásitos gastrointestinales en terneras de la Estación Agraria Paysandú.

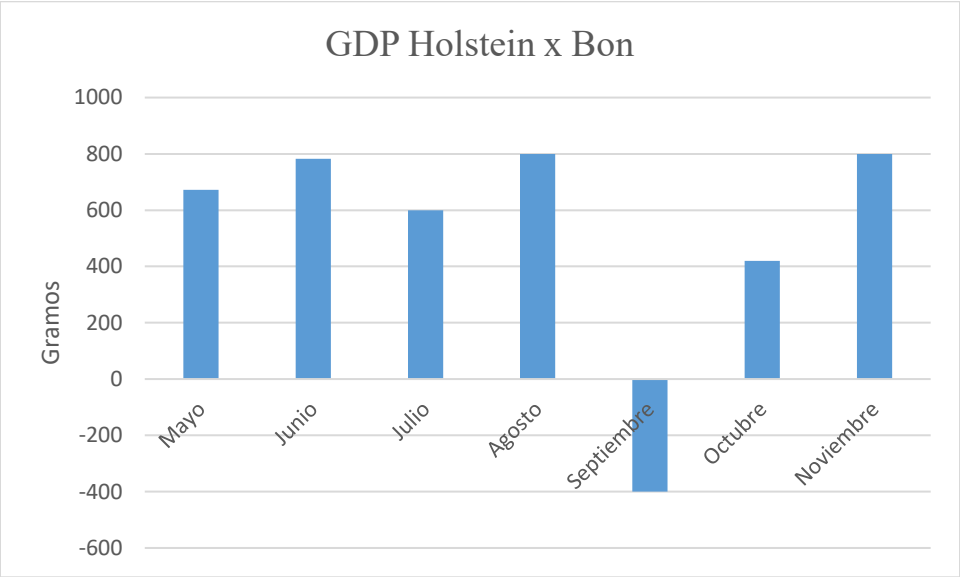


Nota. Prevalencia de PGI en 31 terneras evaluadas (Autoría propia, 2025).

La variación mensual de la Ganancia Diaria de Peso (GDP) en una ternera Holstein x Bon, evidenciando fluctuaciones en el ritmo de crecimiento durante siete meses comprendidos entre mayo hasta noviembre. En la mayoría de los meses se observan valores positivos, con ganancias que oscilan entre 400 y 800gr/día, en el mes de septiembre presento una pérdida de peso esto puede estar correlacionado con la infestación con *Eimeria spp* como se observa en la Figura 17.

Figura 17.

Evaluación de ganancia diaria de peso a una ternera Holstein x Bon.

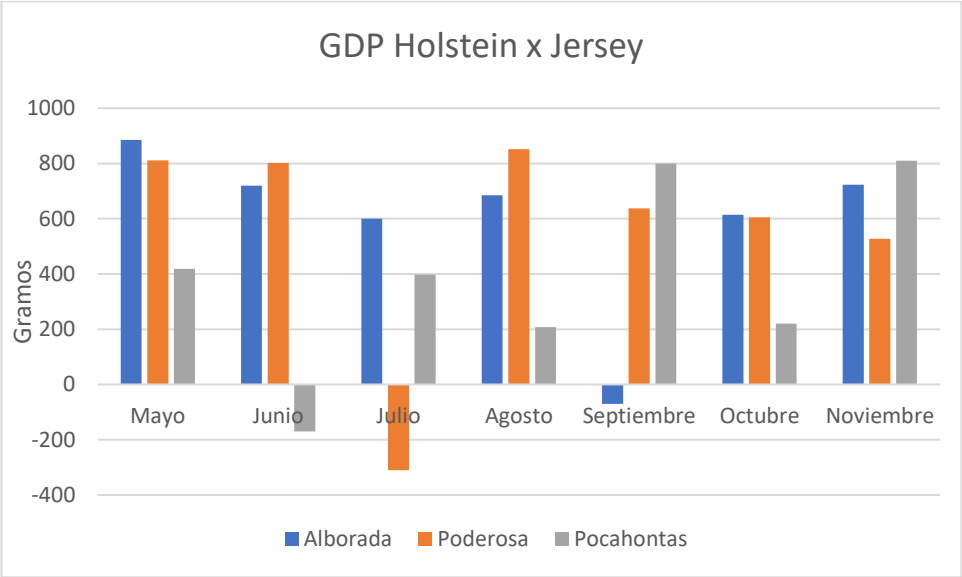


Nota. Seguimiento en la GDP a Bubalú durante siete meses (Autoría propia, 2025).

La Figura 18 muestra la Ganancia Diaria de Peso (GDP) de tres terneras cruza Holstein x Jersey (Alondra, Plata y Diana) en general, se observa que las tres terneras mantienen una tendencia positiva en la ganancia de peso, con variaciones moderadas entre los periodos, aunque con una leve disminución en algunos meses donde se asocia con la presencia de *Eimeria spp.*

Figura 18.

Ganancia diaria de peso en tres terneras Holstein x Jersey.

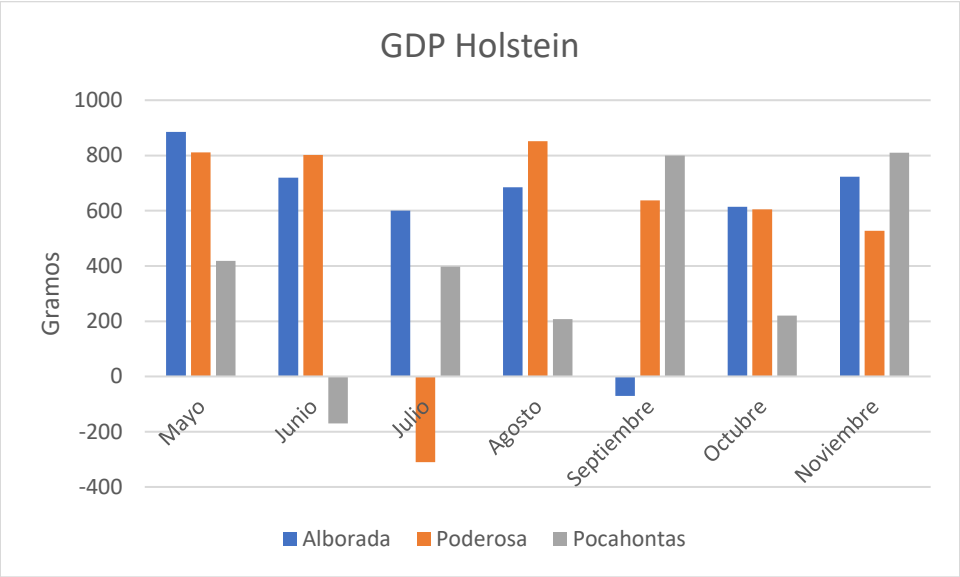


Nota. Seguimiento en la GDP a Alondra, Plata, Diana durante siete meses (Autoría propia, 2025).

La Ganancia Diaria de Peso (GDP) de las tres terneras Holstein (Alborada, Poderosa y Pocahontas) se ubicó principalmente entre 200 y 893 gr/día, lo cual refleja un adecuado desarrollo productivo en la mayoría de los periodos evaluados, como se aprecia en la Figura 19. No obstante, las tres terneras presentaron episodios de pérdida de peso, los cuales podrían estar asociados a la infestación por *Eimeria spp*., dado que este parásito suele afectar la absorción de nutrientes y el crecimiento en animales jóvenes.

Figura 19.

Ganancia diaria de peso en tres terneras Holstein.



Nota. Seguimiento en la GDP a Alborada, Poderosa y Pocahontas durante siete meses (Autoría propia, 2025).

Discusión

En la investigación se determinó la prevalencia general de *Eimeria spp.* en terneras menores de un año; un parásito el cual presenta una elevada capacidad de transmisión debido a su habilidad para resistir y permanecer en el ambiente, provocando así importantes pérdidas productivas en el ganado bovino (Pimentel et al., 2023). La prevalencia de *Eimeria spp.* en la Estación Agraria Paysandú dio como resultado un 100% de infección en las 31 terneras evaluadas. Este hallazgo coincide con lo reportado por López et al. (2020), quienes documentaron prevalencias de 895 animales en distintas regiones de Colombia, destacándose el Eje Cafetero (92,9%), Arauca (81,4%), Antioquia (78%), Meta (74,7%), Córdoba (72,8%) y Cundinamarca (71,4%), mientras que en Boyacá se registró una prevalencia ligeramente inferior del 69,1%. En contraste, Chaparro et al. (2016) reporta una prevalencia del 36,7% en Antioquia y Pinilla et al. (2018) en su grupo de estudio, conformado por 862 animales en el departamento del Cesar, se evaluó la prevalencia parasitaria, obteniéndose un resultado del 77,9%., valores considerablemente menores en comparación con los observados en el presente estudio. Al comparar los resultados obtenidos con estudios internacionales, se observan prevalencias semejantes en distintas regiones del mundo. Por ejemplo, en Europa se han reportado valores que varían entre 91,7% y 100% (Morgoglione et al., 2020; Oddsdóttir y Rut, 2021). En países africanos, las tasas de infección oscilan entre 72,7% y 88% (Gebeyehu et al., 2018; Malek y Kuraa, 2018); Así mismo, en Asia, se registraron prevalencias de 72,07% a 87,5% (Humaidah et al., 2019; Li et al., 2021), con respecto a América Latina, específicamente en Perú, se documentó una prevalencia del 80,3% (Bardales et al., 2017).

A nivel global, la *Eimeria spp*. afecta a los rumiantes presentando altas tasas de prevalencia debido a que es un parásito de distribución cosmopolita, cuya infección es común en diversos sistemas de producción (Ferre et al., 2022).

Los signos clínicos asociados a *Eimeria spp.* dependen en gran medida de la edad del animal, siendo los menores de 12 meses los más susceptibles dado que su sistema inmunitario aún no está desarrollado por completo. En las terneras evaluadas, la infección se manifestó con diarrea sanguinolenta y mucoide, depresión, dolor abdominal, deshidratación y pérdida de peso, coincidiendo con lo descrito por Pié (2020). No obstante, en algunas terneras no se evidenció sintomatología clínica, lo cual coincide con lo señalado por Andrews (2022), quien indica que algunos animales pueden no mostrar signos clínicos, pero aún así expulsar ooquistes en las heces, contribuyendo a la diseminación del parásito en el ambiente.

La transmisión de *Eimeria spp*. se ve favorecida por las características biológicas del parásito, el cual presenta una elevada resistencia ambiental, ya que puede sobrevivir a temperaturas de hasta 35°C y humedades inferiores al 75%. Estas condiciones le permiten mantener su viabilidad durante varios meses y adaptarse a diversas variaciones climáticas, contribuyendo a su persistencia y diseminación en los sistemas de producción. Durante las épocas de lluvias, la diseminación aumenta considerablemente, dado que los animales infectados excretan ooquistes que contaminan el agua y los pastos, contribuyendo a reinfestaciones masivas (Ojeda, 2018). En la Estación Agraria Paysandú, se identificaron diversos factores predisponentes que contribuyen al incremento de la infección, entre ellos la edad de las terneras y el estrés generado por el destete, el cual debilita el sistema inmune facilitando la infección (Campos y Zuanaze, 2021). Además, los terneros recién nacidos, presentan un sistema inmunológico inmaduro, lo que los hace vulnerables durante sus primeras etapas de vida (López

y Heinrichs, 2022). Aunque los animales poseen mecanismos de defensa, los protozoarios del género *Eimeria* son capaces de evadir la respuesta inmunitaria, ya que se replican dentro de las células del huésped antes de ser detectados. En los sistemas lecheros, como el de Paysandú, donde las terneras son separadas de sus madres a los tres días de nacidas, se evidencia un desarrollo inmunitario limitado el cual está asociado al estrés generado por el destete temprano, siendo este un factor que en conjunto incrementa la susceptibilidad a la infestación (Vlasova y Saif, 2021). De acuerdo con Chase y Kaushik (2019), los terneros criados bajo este tipo de manejo presentan niveles elevados de citoquinas proinflamatorias y una madurez inmunológica menor; esto se relaciona con una alteración del microbiota intestinal, provocando inflamación, pérdida de la permeabilidad intestinal y una mayor gravedad de la sintomatología.

La coccidiosis, ocasiona importantes pérdidas económicas ya que provoca lesiones en la mucosa intestinal que reducen la capacidad de absorción de nutrientes, lo que a su vez genera retraso en el crecimiento y alteraciones en los índices de conversión alimenticia. En la presente investigación, esta afectación se evidenció en siete terneras que no presentaron ganancia diaria de peso durante determinados meses y que resultaron positivas para *Eimeria spp.* (Somavilla et al., 2020). En el presente estudio, *Trichuris spp* presentó una prevalencia del 6% en bovinos, un valor considerablemente superior al reportado por otros autores, quienes, en una evaluación realizada en 862 animales de los municipios de Río de Oro y Aguachica (Cesar), registraron una prevalencia de apenas 0,3%. De igual manera, las prevalencias de *Moniezia spp* y *Strongylus spp* fueron inferiores al 5%, aunque siguen siendo mayores en comparación con los valores informados por Pinilla et al. (2018), quienes reportaron 1,2% para *Moniezia spp* y 10,8% para *Strongylus spp.*

En el distrito de Florida, Bongará, Gonzáles (2018) reportó que en la raza Holstein la carga parasitaria correspondió al 16% para *Eimeria spp.* y *Strongylus spp.*, y al 17% para *Moniezia spp.* Estos valores indican una presencia moderada de parásitos gastrointestinales en dicha zona. Por otra parte, Bautista (2021), en un estudio desarrollado en el municipio de Chocontá, Cundinamarca con la toma de 380 muestras de los cuales 325 pertenecían a las raza Holstein , registró en bovinos Holstein una prevalencia del 0,3% para *Trichuris spp.,* lo que contrasta con los resultados del presente estudio, donde este parásito alcanzó una prevalencia del 7%; Sin embargo, ambos autores coinciden en señalar la alta prevalencia de *Eimeria spp*., que alcanzó el 100% tanto en los cruces raciales reportados por Bautista (2021) como en los resultados del presente trabajo. Este hallazgo sugiere que la coccidiosis constituye un problema endémico en los sistemas de producción bovina, probablemente favorecido por las condiciones de humedad y hacinamiento, las cuales facilitan la diseminación de los ooquistes en el ambiente. Asimismo, se ha planteado que podría existir variaciones en la susceptibilidad a los parásitos gastrointestinales (PGI) entre las diferentes razas de *Bos Taurus*. No obstante, se requieres profundizar en la investigación para determinar si dichas diferencias son estadísticamente significativas y así mismo comprender la posible influencia del vigor hibrido en esa susceptibilidad (Navarre, 2020).

Los PGI poseen ciclos de vida influenciados por factores ambientales y de manejo, lo que genera variaciones en la prevalencia entre regiones y sistemas productivos (Craig, 2018). En este estudio, los animales estabulados (colectivo 1) presentaron una prevalencia del 100% para *Eimeria spp*. y del 25% para *Ancylostoma caninum.* y *Moniezia spp*., mientras que los grupos en pastoreo (colectivos 2 y 3) mostraron valores más altos, destacando *Ancylostoma caninum.* (60% y 18%), *Strongylus spp.* (10%) y *Trichuris spp.* (12%). Estos resultados confirman que el

pastoreo incrementa el riesgo de infestación, favoreciendo la transmisión de PGI en comparación con los animales estabulados.

Salgado y Martínez (2023) señalan que en Colombia se han reportado prevalencias de *Ancylostoma caninum* en diferentes regiones del país, con valores de 26% en Medellín, 22,6% en Tunja, 66,52% en Cundinamarca, 22% en Villavicencio y 44,16% en Florencia. Estos resultados, evidencian la amplia distribución del parásito y reflejan un problema de salud pública asociado principalmente a las deficientes prácticas de higiene y al manejo inadecuado de las heces caninas. En este contexto, en la Estación Agraria Paysandú se evidencia una problemática comparable, dado que la presencia de perros sin control sanitario en los potreros donde rotan las terneras podría contribuir a infestaciones accidentales, destacando así la importancia de establecer e implementar medidas de manejo y control sanitario más rigurosas.

CAPITULO V

Conclusiones

La evaluación realizada en la Estación Agraria Paysandú evidenció una prevalencia general del 100% de *Eimeria spp.*, lo que confirma que este protozoario está ampliamente distribuido en la población bovina evaluada y constituye el principal agente parasitario presente en las terneras menores a un año. En comparación, otros parásitos gastrointestinales mostraron una frecuencia notablemente menor*: Ancylostoma caninum* registró una prevalencia del 30%, *Trichuris* del 6%, mientras que *Moniezia* y *Strongylus* presentaron valores inferiores al 5%, reflejando una prevalencia baja dentro del hato.

La presencia de *Eimeria spp.* se observó en todos los grupos etarios y en los diferentes cruces raciales, lo cual indica que la infestación no está limitada por la edad ni por la composición genética de los animales. Este hallazgo sugiere que las condiciones ambientales, el manejo y la dinámica del sistema de producción favorecen la persistencia y transmisión del parásito.

Respecto al desempeño productivo, se identificó que tres terneras presentaron una disminución en la ganancia diaria de peso, coincidiendo con la presencia de *Eimeria spp.* en sus muestras. Este comportamiento respalda el impacto negativo que pueden generar las infestaciones por *Eimeria*, especialmente en animales jóvenes, al comprometer el aprovechamiento de nutrientes y afectar su crecimiento. Estos resultados resaltan la importancia de implementar medidas de control y vigilancia parasitaria para mitigar las pérdidas productivas asociadas a esta coccidiosis.

Recomendaciones

Realizar exámenes coproparasitológicos de manera periódica lo cual permitirá detectar a tiempo aumentos en las cargas de *Eimeria spp.* y otros parásitos gastrointestinales, facilitando decisiones oportunas sobre tratamientos y manejo.

El uso de cama de viruta, especialmente cuando permanece húmeda, favorece la supervivencia y el desarrollo de los ooquistes de *Eimeria spp.*, creando un ambiente ideal para completar su ciclo biológico y aumentar el riesgo de infección en los animales, Considerar materiales de cama con mejor drenaje o mezclas que reduzcan la retención de humedad.

Referencias

Almada, A. (2012). Impacto de parásitos gastrointestinales en el Tambo. Sin un buen programa de control perdemos eficiencia. Argentina. Almada, A. (2015). Parasitosis: pérdidas productivas e impacto económico. Engormix, 1-5

Andrews, A. (2022). Coccidiosis of Cattle. In MSD MANUAL.Andrews, A. (2022). Coccidiosis of Cattle. In *MSD MANUAL*.

Anziani, O. S., Fiel, C. A. (2015). Resistencia a los antihelmínticos en nemátodos que parasitan a los rumiantes en la Argentina. Revista de Investigación Agropecuaria (INTA), 41(1), 34–46.

Armijos. (2013). Prevalencia de parásitos gastrointestinales de bovinos que se sacrifican en el camal municipal de Santa Isabel. 19,24,22. Cuenca, Azuay, Ecuador. Obtenido de U. de Cuenca.

Baruc, G. (2022). Determinación de la prevalencia de parásitos gastrointestinales zoonóticos en caninos de albergue mediante cropología. *Universidad politécnica salesiana*, 20-25.

Bautista Torres, B. R. (2021). *Determinación de la prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos del municipio de Chocontá, Cundinamarca* [Trabajo de grado, Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia]. Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Facultad de Ciencias Agropecuarias.

Bowman, D. D. (2014). Georgis' Parasitology for Veterinarians (10th ed.). Elsevier

Burrell, A., Tomley, F., Vaughan, S., & Marugan, V. (2019). Life cycle stages, specific organelles and invasion mechanisms of *Eimeria* species. Cambridge University Press, 147(3), 263–278.

Calderón A, Martínez N, Iguarán H. Bovine hemoparasites frequency from colombian caribbean region. Rev. U.D.C.A Act. & Div. Cient. 2016.

Campos, A., & Zuanaze, M. (2021, September). *El control estratégico de la Coccidiosis Aviar en Ponedoras comerciales*. AviNews

Chaparro, J., Ramírez, N., Villar, D., Fernandez, J., Londoño, J., Arbeláez, C., López, L., Aristizabal, M., Badel, J., Palacio, J., & Olivera, M. (2016). Survey of gastrointestinal parasites, liver flukes and lungworm in feces from dairy cattle in the high tropics of Antioquia, Colombia. *Parasite Epidemiology and Control*, *1*(2), 124–130.

Chase, C., & Kaushik, R. S. (2019). Mucosal Immune System of Cattle: All Immune Responses Begin Here. *The Veterinary Clinics of North America. Food Animal Practice*, *35*(3), 431. https://doi.org/10.1016/J.CVFA.2019.08.006

Chávez, E. Lineamientos de un programa efectivo de gestión sanitaria. Temuco: Cuneta, 2019. ISBN 321-865-37-6789-1, pág.26

cmi.2018.04.028

Conejeros, I., López-Osorio, S., Zhou, E., Velásquez, Z. D., Del Río, M. C., Burgos, R. A., Alarcón, P., Chaparro-Gutiérrez, J. J., Hermosilla, C., & Taubert, A. (2022). Glycolysis, monocarboxylate transport, and purinergic signaling are key events in *Eimeria bovis*-induced NETosis. *Frontiers in Immunology*, *13*. https://doi.org/10.3389/fimmu.2022.842482

Correa S, Martínez YL, López JL, Velásquez LE. Evaluación de la técnica modificada de Dennis para el diagnóstico de fasciolosis bovina. Biomedica. 2016;36:64–8.

Craig, T. M. (2018). Gastro-intestinal Nematodes, Diagnosis and Control. Veterinary Clinics: Food Animal Practice, 34(1), 185-199. https://doi.org/10.1016/j. cvfa.2017.10.008

Cutillas, F. 2019. Parásitos del orden Trichinelloidea. Monterrey: Cidcli, 2019. ISBN 567-987-37-0886-1, pág. 56.

Diop G, Yanagida T, Hailemariam Z, Menkir S, Nakao M, Sako Y, et al. Genetic characterization of *Moniezia* species in Senegal and Ethiopia. Parasitol Int 2015;64(5):256-60. DOI: https://doi. org/10.1016/j.parint.2015.02.008

Dwight d. Bowman, m. p. (2011). *Parasitología para veterinarios* . New York: ElSevier.

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM. (2022). *Hallazgos parasitológicos*. DXCoproVet. https://dxcoprovet.fmvz.unam.mx/hallazgos.html

Farhood, N. N., Al-Idreesi, S. R. (2020). Identifiction of Strongyloides papillosus and other gastrointestinal parasites of cattle in Basrah. Basrah Journal of Veterinary Research, 19(1), 151–168.

Fernández , Arieta RR, Graillet JE, Romero SD, Romero FM, Felipe AI. 2015. Prevalencia de nemátodos gastroentéricos en bovinos doble propósito en 10 ranchos de Hidalgotitlán, Veracruz, México. Abanico Veterinario. 5(2):13-18. ISSN 2448-6132. E-ISSN:2007-4240 DOI:10.21929/abavet.

Ferre, I., Ortega, L., & Sánchez, R. (2022, April 4). *Coccidiosis en rumiantes domésticos: prevalencia, impacto económico y epidemiología*. 2022.

Fiallos, R. Ciclo vital del género *Trichuris*. Guadalajara: Mago, 2018. ISBN 678-437-37-4576-2, pág. 23.

Fiel, C. A., & Ferreyra, D. A. (2018, febrero 18). *Coccidiosis de los bovinos*. Engormix. https://www.engormix.com/ganaderia/coccidiosis-bovina/coccidiosis-bovinos_a41793/

Fiel, C. A. (2013). Parásitos gastrointestinales de los bovinos: Epidemiología, control y resistencia a antihelmínticos. Área de Parasitología, Facultad de Ciencias Veterinarias, U.N.C.P.B.A. http://www.produccion-animal.com.ar

Florião, M.M., do Lopes, B., Berto, B.P. and Lopes, C.W.G., 2016. New approaches for morphological diagnosis of bovine *Eimeria* species: a study on a subtropical organic dairy farm in Brazil. Tropical Animal Health and Production, 48, pp. 577–584.

Gallo Lamping Cesar. 2014. Manual de Diagnostico con Énfasis en Laboratorio Clínico Veterinario. Primera edición. [Managua]: Facultad de Ciencia Animal - Universidad Nacional Agraria; https://repositorio.una.edu.ni/2745/1/tnl70g172m.pdf

Gebeyehu, B., Kebede, E., Kifleyohannes, T., Abebe, N., & Kumar, N. (2018). Prevalence of calf coccidiosis in Mekelle, northern Ethiopia. *Ethiopian Veterinary Journal*, *22*(2), 1–13.

Gonzáles Malca, J. A. (2018). *Parásitos en el sistema de producción bovina en el distrito de Florida, Bongará* [Proyecto de tesis de maestría, Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas]. Escuela de Posgrado, Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas.

Google Maps. (2025). Estación Agraria Paysandú [Mapa satelital]. https://www.google.com/maps

Healey, K., Lawlor, C., Knox, M. R., Chambers, M., Lamb, J. (2018). Veterinary Parasitology Field evaluation of Duddingtonia fl agrans IAH 1297 for the reduction of worm burden in grazing animals: Tracer studies in sheep. Veterinary Parasitology, 253, 48-54. https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.02.010

Hendrix, C. M., & Post, K. W. (2015, junio). *Diagnóstico de parásitos internos (endoparásitos) en pequeños animales*. En MSD Veterinary Manual. MSD Animal Health. https://www.msdvetmanual.com

Higuita E, Muñoz D, Marin M, Velásquez LE. Aproximación al Diagnostico Serológico de la Infección causada por Cotylophoron sp en Colombia. Rev Colombiana Ciencias Pecu. 2007;20(4):641.

Humaidah, P., Purwandari, Y., & Prastowo, S. (2019). Bovine coccidiosis cases of beef and dairy cattle in Indonesia. *Elsevier Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, *17*. https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2017.10.008

Instituto Nacional de Salud. (2015). Lineamiento para la realización de coproanálisis o coprológico y modelo de reporte de resultados como examen de diagnóstico en el laboratorio clínico. Dirección de Redes en Salud Pública, Grupo de Parasitología. https://www.ins.gov.co/buscador-eventos/Informacin%20de%20laboratorio/Lineamiento%20t%C3%A9cnico%20parasitismo%20intestinal.pdf

J., Bardales, W., Briceño, Y., & Gonzalez, J. (2017). *Prevalencia de Eimeria sp. en bovinos de la cuenca ganadera de Florida - Pomacochas, Región Amazonas Prevalence of*

Eimeria sp. in bovines of the cattle basin of Florida - Pomacochas, Region Amazonas. *3*(2), 55–59.

Junquera, P. (2022). *Strongyloides spp., gusanos nemátodos parásitos del intestino delgado en el ganado bovino, ovino, porcino, aviar y en caballos: biología, prevención y control*. Parasitipedia. https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=164:strongyloides-ganado&catid=212&Itemid=2856

Li, D., Long, Q., Yang, G., Wang, Q., Yan, C., Yi, B., Yang, Z., Yang, Y., Ming, J., Shi, K., Leng, X., & Du, R. (2021). Prevalence and infection risk factors of bovine *Eimeria* in China: a systematic review and meta-analysis. *PARASITE*, *28*(61), 1–13.

López Arellano. 2003. Diagnóstico parasitológico en rumiantes: técnicas tradicionales y avances en biología molecular. Centro Nacional de Investigaciones Disciplinarias en Parasitología Veterinaria, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, SAGARPA. Cuernavaca-Cuautla, Col Progreso, Jiutepc, México. www.produccion-animal.com.ar

Lopez, S., Villar, D., Failing, K., Taubert, A., Hermosilla, C., & Chaparro, J. (2020). Epidemiological survey and risk factor analysis on *Eimeria* infections in calves and young cattle up to 1 year old in Colombia. *National Library of Medicine*, *119*(1).

Malek, S., & Kuraa, H. (2018). Detection and Identification of *Eimeria* species in Naturally Infected Calves at Assiut Governorate. *Veterinary Journal*, *46*(1), 60–69.

Marskole, P., Verma, Y., Dixit, A. K., Swamy, M. (2016). Prevalence and burden of 53 gastrointestinal parasites in cattle and buffaloes in Jabalpur, India. Veterinary World, 9(11), 1214–1217. https://doi.org/10.14202/vetworld.2016.1214-1217

Momčilović, S., Cantacessi, C., Arsić-Arsenijević, V., Otranto, D., Tasić-Otašević, S. (2019). Rapid diagnosis of parasitic diseases: current scenario and future needs. Clinical Microbiology and Infection, 25(3), 290-309. https://doi.org/10.1016/j.

Morales-Bastías, L. (2020). Hoy: Coccidiosis . Infortambo : La Revista Del Sector Lechero de Chile. https://www.infortambo.cl/es/contenidos/hoy-coccidiosis

Morgoglione, M., Bosco, A., Maurelli, M., Camara, L., Saralli, G., Bruni, G., Cringoli, G., & Rinaldi, L. (2020). A 10-Year Surveillance of *Eimeria* spp. in Cattle and Buffaloes in a Mediterranean Area. *Frontiers in Veterinary Science*.

Murray, P. R., Rosenthal, K. S., & Pfaller, M. A. (2021). *Microbiología médica* (9.ª ed.). Elsevier.

Navarre, C. B. (2020). Epidemiology and Control of Gastrointestinal Nematodes of Cattle in Southern Climates. *Veterinary Clinics of North America - Food Animal Practice*, *36*(1), 45–57. https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2019.11.006

Obi, C. F., Akata, M. C., & Ezubelu, O. J. (2020). Prevalence of gastrointestinal helminth parasites of trade cattle in Aguata and Orumba South Local Government Areas , Southeastern Nigeria. Journal of Parasitic Diseases, 44(1), 546–552. https://doi.org/10.1007/s12639-020-01227-3

Oddsdóttir, C., & Rut, G. (2021). Patterns of *Eimeria* excretion in young Icelandic calves. *Icelandic Agricultural Sciences*, *34*, 29–39.

Ojeda, D. (2018, April 20). *Coccidiosis Bovina, un Grave Problema en Producción Animal*.

Paredes Martinez, C. P. (2014). Incidencia parasitaria gastrointestinal en la ganadería lechera en a la hacienda "Monte Carmelo" sector Urbina provincia del Chimborazo. [Tesis de pregrado, Universidad Tecnica de Ambato]. https://repositorio.uta.edu.ec/handle/123456789/7029

Pié, J. (2020, June 2). Coccidiosis en rumiantes.

Pimentel, M. M. L., Bastos, I. V. M., Salgueiro, R. K., Dias, R. V. da C., Meireles, C. M. M. de O., Oliveira, C. A. A. de, & Câmara, F. V. (2023). Atualizações em clínica, reprodução e diagnóstico laboratorial de grandes animais. Brazilian Journals Editora. https://doi.org/10.35587/brj.ed.0001787

Pinilla, J. C., Flórez, P., Sierra, M. T., Morales, E., Sierra, R., Vásquez, M. C., Tóbon, J. C., Sánchez, A., Ortiz, D. (2018). Point prevalence of gastrointestinal parasites in double purpose cattle of Rio de Oro and Aguachica municipalities, Cesar state, Colombia. Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports, 12, 26-30. https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2018.01.003

Price, R. (2018, June 15). Q&A: How to prevent and treat coccidiosis in calves.

Puerta Jiménez Inmaculada VRMR. Parasitología en el laboratorio Guía básica de diagnóstico. 2015. 1–126 p.

Puerta Jiménez, I., & Vicente Romero, M. R. (2015). Parasitología en el laboratorio: Guía básica de diagnóstico. Editorial Área de Innovación y Desarrollo, S. L. https://www.3ciencias.com

Quijada P, Jessica; Bethancourt, Angélica; Pérez M, Arlett; Vivas P, Isis; Salcedo P. Distribución y abundancia de los huevos de estrónglilos digestivos en bovinos infectados naturalmente. Rev MVZ Córdoba. 2008;13(2):1280–7.

Quiroz-Romero, H., Figueroa-Castillo, J. A., Ibarra-Velarde, F., López-Arellano, M. E. (2011). *Epidemiología de enfermedades parasitarias en animales domésticos*.

Regassa A, Awol N, Hadush B, Tsegaye Y, Sori T. Internal and external parasites of camels (Camelus dromedarius) slaughtered at Addis Ababa Abattoir, Ethiopia. J Vet Med Anim Heal 2015;6(7):57-63. DOI: https://doi.org/10.5897/JV MAH2014.0346

Rodriguez, I., Juela, E. (2016). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos del Cantón Cuenca*. [Tesis de pregrado, Universidad de Cuenca]. http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/24372

Rodríguez-Vivas, R. I., Grisi, L., Pérez de León, A. A., Silva-Villela, H., Torres-Acosta, J. F. de J., Fragoso-Sánchez, H., Romero-Salas, D., Rosario-Cruz, R., Saldierna, F., García-Carrasco, D. (2017). Potential economic impact assessment for cattle parasites in Mexico. Review. Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias, 8(1), 61-74. https://doi.org/10.22319/ rmcp.v8i1.4305

Rojas OJS. Hemoparásitos en Vacas Lactantes de la finca Santa María en la comarca el Esquirín, Muy Muy, Matagalpa en el mes de Septiembre 2017. Univ Nac Agrar Fac Cienc Anim Dep Vet Trab. 2018.

Salgado Tovar, Y. V., Y Martínez Donoso, P. D. (2023). Epidemiologia Del *Ancylostoma Caninum* Y Su Impacto En La Salud Pública En Colombia. Ibagué, Colomb.

Sanchez Willians. Atlas parasitología veterinaria. 2004. Available from: https://es.slideshare.net/graff95/parasito-rumiantes

Senasa. 2017. Manual de prevención y control de enfermedades parasitarias. Programa de incentivos a la mejora de la gestión municipal. Disponible en: https://www.senasa.gob.pe/senasa/descarga-sarchivos/2017/03/Manual-para-Funcionarios-Municipales-Actividad-1-META-37.pdf [Links]

Somavilla, J., Leal, L., Mueller, A., Soares, N., & Siegert, F. (2020). Prevalence of Eimeiraspp. Oocysts in dairy properties in Pelotas region in Rio Grande Do Sul, BrazilPrevalência de Oocistos de Eimeiraspp. Em propriedades leiteiras da região de Pelotas no Rio Grande Do Sul, Brasil. *Brazilian Journal of Development* , *6*(9), 71410–71417.

Sray AHK, Faraj AA. Morphological identification and phylogenetic analysis of *Moniezia* species isolated from sheep in Wasit province/Iraq. Int J Health Sci 2022;6(S3):10092- 107. DOI: https://doi.org/10.53730/ijhs.v6nS3.93 86

Steffan, P. E., Fiel, C. A., & Ferreyra, D. A. (2018, febrero 18). Coccidiosis de los bovinos. Engormix. https://www.engormix.com/ganaderia/coccidiosis-bovina/coccidiosis-bovinos_a41793/

Suarez & Olmos,2024 chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/https://www.aapa.org.ar/libros/descargas/Nematodes-Parásitos.pdf

Sutherland, S. (2010). *Gastrointestinal nematodes of sheep and cattle*.

Torres-Guerrero, E., Ochoa-Sánchez, P., Vega-Memije, E. & Arenas., R. Larva migrans una revisión.pdf. Rev. Chilena Dermatol 29, 124–132 (2012).

Unidad de Planificación Rural Agropecuaria (2024). chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/https://www.agronet.gov.co/Lists/Boletin/Attachments/28528/PIB%20III%20trimestre%202024.pdf

V. Obanda, N. Maingi, G. Muchemi, C. J. Ng'ang'a, S. Angelone y E. A. Archie, "Infection dynamics of gastrointestinal helminths in sympatric non-human primates, livestock and wild ruminants in Kenya", PLoS One, vol. 14, no. 6, jun. 2019, doi: 10.1371/journal.pone.0217929.

Vignau, ML; Venturini, LM; Romero, JR; Eirás, DF; Basso, WV. 2005. Parasitología Práctica y Modelos de Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. Buenos Aires, Argentina. UNLP. 187 p.

Villamil Jiménez LC. Diagnóstico, prevención y control de los hemoparásitos bovinos. Apuntes de una vida: Otoniel Vizcaíno Gerdts. Rev la Univ La Salle. 2018;2018(78):165–86.

Villazul JAF, Jasso CC, Ramos ELHPMLRIRVJJZ. Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria. 2015;

Vlasova, A. N., & Saif, L. J. (2021). Bovine Immunology: Implications for Dairy Cattle. *Frontiers in Immunology*, *12*, 2607.