

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE NEMATODOS HEMATÓFAGOS
GASTROINTESTINALES, CARGA PARASITARIA Y CORRELACIÓN CON LA
ANEMIA EN VAQUILLAS DE LA BODEGA, CATACAMAS, OLANCHO**

**POR:
NANCY GISSELA GONZALES SERRANO**

INFORME FINAL DE TESIS



CATACAMAS

OLANCHO

NOVIEMBRE, 2025

**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE NEMATODOS HEMATÓFAGOS
GASTROINTESTINALES, CARGA PARASITARIA Y CORRELACIÓN CON LA
ANEMIA EN VAQUILLAS DE LA BODEGA, CATACAMAS, OLANCHO**

POR:

NANCY GISSELA GONZALES SERRANO

MV. JOSÉ AMILCAR GIRÓN GUILLÉN

Asesor Principal

MV. RUTH CERRATO CARBAJAL

Asesor secundario

PhD RUBÉN RAMÍREZ AQUINO

Asesor secundario

**INFORME FINAL PRESENTADO A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE
AGRICULTURA COMO REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE
MÉDICO VETERINARIO**

CATACAMAS

OLANCHO

NOVIEMBRE, 2025

DEDICATORIA

A Dios por brindarme sabiduría, fortaleza y paciencia para poder enfrentar cada etapa a lo largo de mi carrera; a mis padres Deysi y José por su apoyo constante, por ser un ejemplo de perseverancia, disciplina y trabajo y sobre todo por brindarme en todo momento su amor incondicional, a mi hermano Luis Enrique mi compañero de vida, quien me acompaño durante todo el proceso brindándome su apoyo de una u otra forma.

AGRADECIMIENTO

A Dios quien me brindo sabiduría, salud, paciencia y todo lo necesario para poder enfrentar cada uno de los desafíos durante este proceso.

A mis padres por brindarme su apoyo en todo momento, por confiar en mí, motivarme a seguir adelante y sobre todo por brindarme su amor incondicional en todo momento.

A mis asesores de tesis MV. José Amilcar Girón Guillén, MV. Ruth Cerrato, PhD Rubén Ramírez por su apoyo constante, dedicación, esfuerzo y paciencia durante todo el proceso.

A la Universidad Nacional de Agricultura por haberme formado como profesional.

A mis amigos quienes de una u otra forma me brindaron su apoyo y cariño durante este proceso.

TABLA DE CONTENIDO

I.	INTRODUCCIÓN	10
II.	OBJETIVOS	11
2.1.	General.....	11
2.2.	Específicos	11
III.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	12
3.1.	Parasitosis	12
3.2.	Parasitosis en la ganadería	12
3.3.	Parasitosis gastrointestinal bovina	12
3.4.	Susceptibilidad de parasitosis según la raza.....	13
3.5.	Nematodos	13
3.6.	Principales nematodos hematófagos	14
3.7.	Hallazgos clínicos en parasitosis gastrointestinal	15
3.8.	Distribución de los parásitos	15
3.9.	Carga parasitaria o sobredispersión parasitaria.....	16
3.10.	El impacto hematológico por nematodos hematófagos.....	17
3.11.	Control integrado de parásitos	17
3.12.	Diagnóstico	18
3.13.	La técnica McMaster.....	19
3.14.	Técnica de Roberts y O Sullivan (modificada)	20
3.14.1.	Procedimiento	20
3.15.	Valor del hematocrito.....	21
IV.	MATERIALES Y MÉTODO	22
4.1.	Ubicación	22
		22

4.2.	Metodología	22
4.3.	Definición de variables e indicadores	23
4.3.1.	Variables dependientes	23
4.3.2.	Variables independientes	23
4.4.	Población.....	23
4.5.	Muestreo en campo	23
4.6.	Pruebas de laboratorio.....	24
4.6.1.	Evaluación de carga parasitaria.....	24
4.6.2.	Identificación de nematodos hematófagos	24
4.6.3.	Valor de hematocrito.....	25
V.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	26
5.1.	Estratificación de Carga Parasitaria	26
5.2.	Identificación de nematodos hematófagos	28
5.3.	Valor de hematocrito y hemoglobina.....	29
5.4.	Carga parasitaria en relación con la raza.....	31
5.5.	Control integrado de nematodos	32
VI.	CONCLUSIONES	34
VII.	RECOMENDACIONES	35
VIII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	36
IX.	ANEXOS	42

LISTA DE ILUSTRACIONES

Ilustración 1. Localización de la finca El Recuerdo	22
Ilustración 2. Correlación de valores hematológicos (hematocrito y hemoglobina) y altos eliminadores de parásitos	30
Ilustración 3. Control integrado de nematodos.	32

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Estratificación de carga parasitaria mediante cuartiles (fenómeno de sobredispersión) durante los seis muestreos en la fase de investigación en campo	26
Tabla 2. Valor de hematocrito, y hemoglobina en las vaquillas altas eliminadoras de parásitos.	29
Tabla 3. Carga parasitaria de altos eliminadores de parásitos y su raza	31

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Población muestreada, lote de 20 vaquillas raza Pardo-Brahman y Holstein-Pardo.....	42
Anexo 2. Toma de muestras de sangre de la vena yugular.	42
Anexo 3. Toma de muestras de heces directamente del ano.....	43
Anexo 4. Análisis de muestras de sangre en el laboratorio, técnica de microhematocrito.	43
Anexo 5. Lectura de microhematocrito.	44
Anexo 6. Materiales y equipo para análisis de heces.....	44
Anexo 7. Pesaje de heces (2g) y medición de solución de sheather (28ml).	45
Anexo 8. Cámara de McMaster lista para ser observada y observación de muestra.	45
Anexo 9. Coprocultivo día 1.	46
Anexo 10. Coprocultivo día 15.....	46
Anexo 11. Coprocultivo listo para extraer la muestra a observar.	46
Anexo 12. Sedimento obtenido de coprocultivos.	47
Anexo 13. Observación de larvas desarrolladas en coprocultivo.....	47
Anexo 14. Huevos de estróngilidos	48
Anexo 15. Larva L3 de <i>Haemonchus spp.</i>	48

RESUMEN

El objetivo de la investigación fue determinar la presencia de nematodos hematófagos gastrointestinales, carga parasitaria y correlación con la anemia en vaquillas de la finca El Recuerdo ubicada en la aldea La Bodega, Catacamas, Olancho. Se realizó un estudio de tipo exploratorio – transversal, en los meses de julio a octubre, en una población de 20 vaquillas con las edades de 8 meses a 2 años, de las cuales se extrajeron muestras de heces y sangre para ser analizadas en el laboratorio de parasitología de la UNAG, mediante las técnicas Mc Master y microhematocrito respectivamente. Los resultados obtenidos demuestran que las cargas parasitarias registradas se mantienen en el rango de leves y moderadas, tomando como referencia los resultados de Ueno citado por Ortiz (2021) en los cuales las cargas parasitarias se categorizan de la siguiente manera: Leve, 100 a 200 HPG; moderada, 300 a 600 HPG; grave, mayor a 700 HPG. Sin embargo, la estratificación mediante cuartiles denomina al cuartil 3 como altos eliminadores de parásitos, conformando del 10 % al 25 % de la población muestreada; los valores hemáticos (hematocrito y hemoglobina) se mantienen dentro de los rangos establecidos. Tomando como referencia los valores hematológicos de Fielder (2022) quien establece que el valor del hematocrito y hemoglobina en bovinos es 24%-46% y 8g/dl-15g/dl respectivamente. Confirmando que no existe una relación entre los valores hemáticos (hemoglobina y hematocrito) y las cargas parasitarias reportadas en los seis muestreos realizados. Coincidiendo con el estudio de Pilar y Leon (2017) quienes afirman que no existe relación significativa entre la infección leve y moderada con los valores de hematocrito y hemoglobina. Además, se confirmó la presencia de *Haemonchus spp.*, esto gracias a sus características morfológicas, filamento en forma de bayoneta.

I. INTRODUCCIÓN

“En Honduras, la ganadería representa cerca del 13% del producto interno bruto agrícola y agrupa a unos 96 mil medianos y pequeños productores que generan 65 mil toneladas métricas de carne y hasta 700 millones de litros de leche al año, pero enfrenta importantes retos” (FAO, 2021). García (2025) afirma que el ganado bovino está expuesto a diferentes tipos de enfermedades que pueden afectar de forma negativa su salud y productividad. Torrens (2024) manifiesta que las enfermedades más comunes de los bovinos principalmente son, de origen infeccioso, metabólicas, problemas en las pezuñas y parasitarias.

Las parasitosis consisten en la presencia de un agente parasitario que vive en otro animal u organismo, generándole daño, afectando animales de compañía, producción e incluso a seres humanos, considerándose como una zoonosis. Las parasitosis gastrointestinales en bovinos de producción son uno de los problemas sanitarios más importantes a nivel mundial. Estos nematodos ocasionan problemas gastroentéricos que se caracterizan clínicamente por diarrea, debilidad, hemorragias y deshidratación (Paredes *et al.* 2023).

Quiroz citado por Quiroz-Romero (2011) expone que dentro de la extensa gama de parásitos que afectan al ganado destaca el género *Haemonchus contortus* quien es un nematodo hematófago y cuyas hembras adultas pueden llegar a succionar hasta 0.05 ml de sangre por hembra por día. Esta pérdida de sangre se caracteriza por un estado de anemia que regularmente se manifiesta en una debilidad de los animales, falta de apetito, aislamiento, decaimiento y en ocasiones puede conducir a los animales a la muerte en casos agudos, principalmente en animales jóvenes con una infestación masiva de parásitos.

Como objetivo general en el estudio se pretendía determinar la presencia de nematodos hematófagos gastrointestinales, carga parasitaria y correlación con la anemia en vaquillas de la finca El Recuerdo, ubicada en la aldea La Bodega, municipio de Catacamas.

II. OBJETIVOS

2.1. General

- Determinar la presencia de nematodos hematófagos gastrointestinales, carga parasitaria y correlación con la anemia en vaquillas de la finca El Recuerdo, aldea La Bodega, Catacamas, Olancho.

2.2. Específicos

- Estratificar la carga parasitaria según animales eliminadores de parásitos.
- Identificar nematodos hematófagos en vaquillas, mediante huevos en heces y larvas por coprocultivo.
- Determinar los valores de hematocrito y hemoglobina en las vaquillas con alta carga parasitaria.
- Establecer una estrategia integrada de desparasitación en el hato de ganado lechero.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Parasitosis

La parasitosis consiste en la presencia de un agente parasitario que vive en otro animal u organismo, generándole daño, afectando animales de compañía, producción e incluso a seres humanos, considerándose como una zoonosis (Paredes, 2023).

3.2. Parasitosis en la ganadería

Almada (2015) expresa que la rentabilidad y productividad del hato ganadero en Latinoamérica y el mundo se ve afectada negativamente por la presencia de parásitos. Estos pueden estar en el exterior y en el interior de los ejemplares generándoles alteraciones fisiológicas que se ven reflejadas en la producción y por ende en la economía del hato.

3.3. Parasitosis gastrointestinal bovina

Cordero del Campillo citado por Pinilla (2019) define las parasitosis gastrointestinales (PGI) como “los problemas sanitarios más importantes en el ganado bovino, ya que ocasionan pérdidas económicas por disminución en la producción de leche y carne, e incremento en los costos asociados al tratamiento y control”. Según VanHoy (2023) los nematodos son los parásitos que frecuentemente afectan el tracto digestivo de los rumiantes pero que también existen otros parásitos como cestodos, coccidias y protozoos que también pueden estar presentes.

Fiel y Steffan (2017) citados por Tituana (2024) mencionan que “Los parásitos alojados en el abomaso tienen un mayor efecto sobre la productividad animal (*Ostertagia spp.*, *Haemonchus spp.* y *Trichostrongylus spp.*)”.

3.4. Susceptibilidad de parasitosis según la raza

Elsheikha (2017) manifiesta que la parasitosis representa un desafío importante para la economía agrícola sostenible, ya que existe un grupo muy amplio de endoparásitos que afectan los bovinos. Márquez y Jiménez (2021) “Estudios de los últimos 20 años han explorado la variación genética en la resistencia de los rumiantes a los nematodos, concluyendo que los cebuinos han mostrado resistencia a las infecciones parasitarias, al igual que ciertos individuos de una misma raza”.

Arellano *et al.* citado por Ortiz-Muñoz *et al.* (2021) manifiesta que las vacas con genotipo Holstein pueden tener mayor susceptibilidad a parasitosis en el periodo de crecimiento. Oporta y Fernández (2021) mencionan que estadísticamente no hay una diferencia significativa entre razas taurus y cebú en cuanto a la carga parasitaria registrada pero que desde el punto de vista descriptivo los animales encastados con pardo suizo presentaron una mayor carga parasitaria en comparación con los animales encastados con brahman.

Varios autores coinciden en que las razas Bos indicus o cebú tienen mayor resistencia a las parasitosis, posicionando a las razas Bos taurus como más susceptibles.

3.5. Nematodos

Almendarez y Pineda (2025) “Las infestaciones por nematodos gastrointestinales constituyen una de las principales causas de deterioro en la salud y productividad del hato bovino, afectando

particularmente a los animales jóvenes, cuya susceptibilidad compromete su desarrollo y rendimiento''.

Pardo (2007) ''los nematodos se agrupan en cinco familias; *Trichostrongylidae*, *Anisakidae*, *Ancylostomidae*, *Strongyloididae* y *Trichuridae*''.

Resaltando que la nematodiosis gástrico que pueden padecer algunos rumiantes es a causa de *Haemonchus contortus*, *H. longistipis*, *H. Placei*, *H. lumatus* y *H. similis*, especies pertenecientes a la familia *Trichostrongylidae*, que pueden manifestarse individualmente o una mezcla de todas.

Soca *et al.* (2005) apunta que la localización es un factor que influyen en la presencia de nematodos gastrointestinales; ya que en las zonas tropicales tienen una mayor incidencia esto gracias a los pastos y forrajes que se les ofrece a los animales, y a las condiciones climáticas que favorecen el desarrollo de los nematodos en el ambiente.

3.6. Principales nematodos hematófagos

Soca *et al.* (2005) expone la distribución de los nematodos más destacados, describiendo su localización en el tracto digestivo y el efecto que estos causan en el organismo del individuo; tomando en cuenta el efecto que estos ocasionan podemos mencionar a *Haemonchus spp.* y *Ostertagia spp.* que se localizan en el abomaso y producen anemia, gastritis, nódulos, alteraciones del pH y se afecta la producción de pepsinógeno; estos nematodos se adhieren a la membrana mucosa generando los daños mencionados anteriormente, característica que los posiciona como nematodos hematófagos.

Paixão *et al* (2015) describe las características morfológicas del género *Haemonchus* en su estadio L3; posee la extremidad anterior redondeada, cola afilada redondeada, cola de la vaina media con filamento en forma de bayoneta y las células intestinales de forma rectangular; además describe al género *Ostertagia* en su estadio L3, morfológicamente de forma fina y larga. En la extremidad anterior, presenta flexiones, la extremidad posterior es corta, lo que puede hacerse confundir con

el género *Trichostrongylus* y termina de forma cuadrada y sus células están muy concentradas, lo que imposibilita la observación de su forma.

3.7. Hallazgos clínicos en parasitosis gastrointestinal

En general, los signos clínicos están presentes solo en una pequeña proporción de un grupo de animales, aunque todos los animales tienen parásitos gastrointestinales. Los animales muy infestados experimentan una pérdida gradual de peso, mal comportamiento, disminución gradual de la producción de leche y mal estado del pelo. Las principales anomalías en los análisis de sangre en rumiantes clínicamente afectados por parásitos gastrointestinales incluyen anemia e hipoproteinemia caracterizadas por hipoalbuminemia (VanHoy 2023).

3.8. Distribución de los parásitos

Morales *et al.*, citado por Morales *et al* (2006) expone que “estudios cuantitativos de la infestación por estróngilos digestivos en rumiantes han permitido establecer que la distribución de los parásitos en el seno de la población hospedadora y de sus formas de diseminación en la materia fecal es en agregados”.

La disposición en agregados según Poulin citado por Carballo (s.f.) es aquella en la cual los parásitos se encuentran distribuidos de forma no uniforme en el espacio, hallándose pocos individuos hospedadores que albergan muchos parásitos y muchos hospedadores donde hay pocos o ningún parásito.

Morales (2006) explica que la susceptibilidad a parasitosis es un factor muy importante que se debe tomar en cuenta al elegir reproductores ya que estos ejemplares son un foco de infestación

para el hato debido a la alta contaminación que estos producen en el potrero; a este grupo le denomina acumuladores o eliminadores de parásitos.

Martínez y González (2024) describen la distribución de parásitos como un fenómeno al que denominan como superdispersión “en la población de animales domésticos los parásitos tienden a alojarse en cada hospedante de manera diferente. Esto quiere decir que habrá individuos que albergan mayor o menor carga parasitaria. A esto se le conoce como fenómeno de la superdispersión”.

3.9. Carga parasitaria o sobredispersión parasitaria

Morales et al (2001) menciona que la clasificación de animales considerando su nivel de infección evidencia que, durante el transcurso del año, tan solo un bajo porcentaje de bovinos se comporta como acumulador de parásitos o «wormy animals». Destacando que estos individuos dentro de la población de hospedadores albergan las mayores cargas parasitarias y tienen gran importancia en la dinámica de la transmisión de la infección debido a que constituyen la mayor fuente de contaminación ambiental y por consiguiente, de infección para otros individuos.

Girón (2020) establece tres categorías según el nivel de infección de acuerdo al fenómeno de sobredispersión, “bajos eliminadores (0 hpg), moderados eliminadores (≤ 50 hpg) y altos eliminadores (> 50 hpg)”; además cita a (Morales et al. 2006, 2012, F.A.O, 2003) ya que este establece que los bajos eliminadores son el grupo más numeroso del hato con un 57% – 71% de los ejemplares y un 13% - 23% de la población forma parte de los altos eliminadores.

3.10. El impacto hematológico por nematodos hematófagos

VanHoy (2023) afirma que el ganado infectado por parásitos del género *Haemonchus* presenta anemia, retraso en el crecimiento y debilidad, pudiendo desarrollar edema submandibular o esternal si la pérdida de proteínas es grave. El traumatismo en la mucosa producido por este parásito al usar sus piezas bucales cortantes para alimentarse de sangre permite que esta se filtre al lumen del abomaso. Se ha calculado que la pérdida de sangre causada por cada nematodo es de 0,05 ml por día.

Pardo citado por Lazo y González (2020) menciona que los efectos patógenos causados por *H. contortus*: ocurren a cargo de los estadios larvales como parte de los parásitos adultos, ya que todos son hematófagos (acción patógena expoliatriz) muy activos. Los animales infectados presentan anemia isocrónica y oligocrónica producidas por las hemorragias gástricas y la gran cantidad de sangre sustraída por estos nemátodos. Como consecuencias de las invasiones intensas, se presentan lesiones de la médula ósea, del sistema nervioso central, de las glándulas endocrinas y de los parénquimas orgánicos.

3.11. Control integrado de parásitos

“El manejo integrado de nematodos emplea una variedad de actividades y estrategias, cuyo objetivo es el control y la sana convivencia de los especímenes y no la erradicación total de la plaga; en busca siempre del equilibrio con el medio ambiente. Los métodos utilizados son afines entre sí, además de complementarse” (INTAGRI 2017).

Márquez (2014) describe diferentes técnicas sobre control integrado de parásitos tanto en el ambiente como en el hospedero, de las cuales se mencionan algunas a continuación:

Control ambiental, los pastos constituyen un puente de unión entre los estados de vida libre de los endoparásitos y los huéspedes, el eje central del manejo de praderas es diseñar esquemas que

reduzcan las posibilidades de contacto entre las larvas infectivas de los parásitos en los pastos y el hospedero. Desde el punto de vista del manejo de praderas libres de parásitos estas pueden obtenerse mediante sistemas de pastoreo rotacional y/o pastoreo alterno.

El control biológico de los nematodos parasíticos está dirigido, particularmente, al control de los estadios de vida libre de los endoparásitos en las praderas; en contraste con los quimioterapéuticos que atacan la fase parasitaria en los hospederos. Hasta ahora, el hongo *Duddingtonia flagrans* ha demostrado tener mayor habilidad para reducir las larvas de parásitos tricostrongídeos en heces de animales.

Control de los nematodos gastrointestinales en el hospedero este se efectúa con el uso de antihelmínticos, de vacunas, de animales resistentes, con el mejoramiento de la nutrición animal o suplementación alimenticia y la etnoveterinaria.

3.12. Diagnóstico

VanHoy (2023) detalla que para poder confirmar la presencia de parásitos gastrointestinales debemos realizar un examen coprológico, en el que se observan huevos de nematodos; también menciona que la muestra para realizar este examen debe ser fresca y recolectada preferiblemente directo del ano del ejemplar para evitar la contaminación ambiental con nematodos de vida libre.

Paredes *et al.* (2023) puntualiza que “El examen fecal puede dividirse en evaluaciones cualitativas y cuantitativas”, definiendo las evaluaciones cualitativas como un indicativo de si el animal esta parasitado o no, resaltando que la ausencia de parásitos no significa que sea negativo; las evaluaciones cuantitativas indican la cantidad de huevos presentes en un gramo de heces.

3.13. La técnica McMaster

Preliasco (2017) describe la técnica como un método de diagnóstico cuantitativo el cual permite contabilizar la cantidad de huevos por gamo de heces, con la desventaja que no se puede identificar la especie de nematodo que se encuentra presente, esto debido a la similitud que se presentan en la morfología de los huevos.

Vasconcelos-Nóbrega (2017) describen la técnica de la siguiente manera:

1. Prepare todo el equipo necesario.
2. Pesar 4 g de heces y colocarlas en el recipiente/vaso.
3. Añade 56 ml del líquido de flotación elegido y mezcla con ayuda del tenedor, depresor lingual o espátula.
4. Vierta la suspensión fecal a través de un colador de té (o una doble capa de gasa) en un vaso de precipitados.
5. Remueva el filtrado en el vaso dos con una pipeta Pasteur.
6. Utilizando la pipeta, extraiga una submuestra mientras se revuelve el filtrado.
7. Revuelva el líquido y llene el primer compartimento de la cámara de conteo McMaster con la submuestra.
8. Revuelva el líquido nuevamente y llene la segunda cámara con otra submuestra.
9. Deje reposar la cámara de recuento sobre la mesa durante 5 minutos (al menos 2 minutos y no más de 5) Es importante dejarla reposar para que los huevos floten a la superficie y los residuos se depositen en el fondo.
10. Examine la submuestra del filtrado con un microscopio compuesto a 10 x 10 aumentos.
Nota importante: dado que la cámara McMaster es más gruesa que un portaobjetos convencional, no es posible usar un aumento de alta potencia (el objetivo rompería la placa superior de la cámara).

11. Identifique y cuente todos los huevos dentro del área grabada de ambas cámaras.
12. Una vez finalizado el conteo, limpie la cámara lavándola con agua tibia y detergente lavavajillas doméstico, aplicando un paño o cepillo suave. Enjuáguela con agua limpia.

3.14. Técnica de Roberts y O Sullivan (modificada)

El conocimiento de la composición específica de los huevos es importante en infecciones mixtas. (...) La técnica que se describe a continuación para materia fecal bovina complementa los estudios cualitativos, y consiste en el acondicionamiento de los huevos en la materia fecal para obtener las larvas 3, cuyas características morfológicas facilitan la identificación específica.

3.14.1. Procedimiento

1. Homogenizar las muestras de materia fecal del mismo grupo de animales.
2. Colocar en un envase 50-100 g de materia fecal mezclada con el aserrín
3. Mantener en estufa de cultivo durante 12 días
4. Finalizado el periodo de cultivo llenar con agua el envase hasta el borde
5. Cubrir con una placa de petri
6. Invertir el envase, y dejar 12 horas hasta que las larvas migren hacia el agua, aproximadamente en media hora podrán verse las primeras larvas en el agua
7. Recoger en tubo de centrifuga de 50 ml
8. Centrifugar 5 minutos a 2500 r.p.m.
9. Tomar una gota del fondo del tubo con una pipeta
10. Descargar la pipeta en un portaobjeto o en una cámara
11. Fijar con lugol diluido

12. Observar al microscopio

13. Identificar y contar 100-200 ejemplares; establecer la distribución porcentual en el cultivo (Ortiz 2021).

3.15. Valor del hematocrito

Huerga (2023) manifiesta que el hematocrito es el porcentaje total de glóbulos rojos que hay en la sangre y describe el procedimiento que se debe realizar para obtenerlo de la siguiente de la siguiente manera:

1. Llenamos la cánula del microhematocrito con una muestra de sangre bien mezclada hasta las $\frac{3}{4}$ partes.
2. Limpiamos la parte externa del tubo y tapamos el extremo vacío con un material especial, similar a la masilla o plastilina.
3. Con la parte tapada hacia fuera, colocamos la cánula en la centrifugadora, asegurándonos que la centrifugadora esté equilibrada.
4. Centrifugamos durante unos 5 minutos a unos 10.000 rpm.
5. Al sacar la muestra de la centrifugadora tendremos separados los glóbulos rojos del plasma (por medio de la capa leucocitaria).

IV. MATERIALES Y MÉTODO

4.1. Ubicación

La presente investigación se realizó en la finca El Recuerdo ubicada en la aldea La Bodega, Catacamas, Olancho. Según Climate Data “la precipitación anual del municipio de Catacamas oscila en 845 mm y la temperatura media anual es de 24.2 °C”; las coordenadas de la finca fueron obtenidas de Google Earth “14.60147° N, 85.73247° O”.



Ilustración 1. Localización de la finca El Recuerdo

4.2. Metodología

Se realizó un trabajo de tipo exploratorio transversal. Exploratorio porque mediante técnicas de laboratorio se identificó nematodos hematófagos, carga parasitaria, el valor de hematocrito y

hemograma de los ejemplares; es transversal por que se realizó en un periodo de tiempo determinado.

4.3. Definición de variables e indicadores

4.3.1. Variables dependientes

- Presencia de nematodos hematófagos gastrointestinales
- Carga parasitaria
- Valor del hematocrito y hemoglobina

4.3.2. Variables independientes

- Edad de las vaquillas
- Raza de las vaquillas

4.4.Población

La población sometida a investigación fue de 20 vaquillas que se alimentan a libre pastoreo; la genética de las ejemplares varia en el cruce de razas como pardo suizo, Brahmán y Holstein.

4.5.Muestreo en campo

Las muestras fecales fueron extraídas directamente del recto, usando guantes de látex, las heces se depositaban en bolsas plásticas debidamente rotuladas y colocadas en la hielera con hielo donde se trasladaban al laboratorio a una temperatura aproximada de 0 a 4 grados Celsius.

Las muestras de sangre eran tomadas de la yugular con jeringas de 5ml, depositando la sangre en tubos con EDTA (tapón morado) debidamente rotulados y depositados en hieleras con hielo (t 0 – 4 C) donde se transportaban hasta el laboratorio.

4.6. Pruebas de laboratorio

El procesamiento de las muestras se realizó en el laboratorio de parasitología de la UNAG.

4.6.1. Evaluación de carga parasitaria

La técnica de laboratorio que se utilizó es la de McMaster, por medio de la cual se confirmó la presencia de huevos de nematodos y se procedió a realizar el conteo para calcular los huevos por gramo de heces (HPG).

Con las muestras en el laboratorio se procedió a pesar 4,0 g de heces y colocarlas en el recipiente/vaso, se añadió 56 ml del líquido de flotación y se mezcló con ayuda del depresor lingual o espátula, luego se procedió a verter la suspensión fecal a través de un colador o pascón en un vaso, se removió el filtrado en el vaso, utilizando la pipeta, se extrajo una submuestra mientras se mezclaba el filtrado, se llenaba el primer compartimento de la cámara de conteo McMaster con la submuestra, se procedía a revolver el líquido nuevamente y se llenaba la segunda cámara con otra submuestra, se dejó reposar la cámara de recuento sobre la mesa durante 5 minutos (al menos 2 minutos y no más de 5), se examinó la muestra realizando el conteo de los huevos encontrados.

4.6.2. Identificación de nematodos hematófagos

Se realizó mediante el cultivo de huevos presentes en las muestras, el cual se desarrolló de la siguiente manera: luego de confirmar la presencia de huevos y clasificar los altos eliminadores de

parásitos se procedió a homogenizar las muestras de materia fecal y colocarse en envases 10,0 g de materia fecal mezclada con 10,0 g de aserrín y se mantuvo a temperatura ambiente durante 3 semanas, finalizado el periodo de cultivo se llenó con agua el envase hasta el borde y se cubrió con una placa de Petri, se procedió a invertir el envase, y dejarlo reposar 12 horas.

Pasado este proceso se recogió en un tubo y se dejó reposar por 4 horas a 4C y luego se tomó una gota del fondo del tubo con una pipeta y se depositó en un portaobjeto o en una cámara, se fijó con lugol y se observó al microscopio con un aumento de 10x.

4.6.3. Valor de hematocrito

Llenamos la cánula del microhematocrito con una muestra de sangre bien mezclada hasta las $\frac{3}{4}$ partes, limpiamos la parte externa del tubo y tapamos el extremo vacío con plastilina, con la parte tapada hacia fuera, colocamos la cánula en la centrifugadora, asegurándonos que la centrifugadora esté equilibrada y centrifugamos durante unos 5 minutos, al sacar la muestra de la centrifugadora obtenemos separados los glóbulos rojos del plasma (por medio de la capa leucocitaria) y calculamos el hematocrito midiendo con un lector manual.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1.Estratificación de Carga Parasitaria

Tabla 1. Estratificación de carga parasitaria mediante cuartiles (fenómeno de sobredispersión) durante los seis muestreos en la fase de investigación en campo

N.º de muestreo	Cuartil	Valor (hpg)	Población %	N.º de altos eliminadores	Carga parasitaria mayor hpg
1	Q1	0	65	2	200
	Q2	≤ 50	25		
	Q3	> 50	10		
2	Q1	0	60	4	450
	Q2	≤ 100	20		
	Q3	> 100	20		
3	Q1	0	75	5	250
	Q2	≤ 0	0		
	Q3	> 75	25		
4	Q1	0	55	5	250
	Q2	≤ 137	20		
	Q3	> 137	25		
5	Q1	0	65	2	300
	Q2	≤ 50	25		
	Q3	> 50	10		
6	Q1	0	65	4	200
	Q2	≤ 100	15		
	Q3	> 100	20		

Se realizó un total de seis muestreos coproparasitológicos a una población global de n=20 vacas en cada muestreo; estratificando la carga parasitaria mediante cuartiles, los cuales facilitan la evaluación del fenómeno de dispersión ya que el **cuartil 1** (Q1) nos representa el 25% de los datos (bajos eliminadores de parásitos), el **cuartil 2** (Q2) representa el 50% de los datos (moderados eliminadores de parásitos) y el **cuartil 3** (Q3) representa el 25% de los datos (altos eliminadores de parásitos) (Castañeda 2023).

En el muestreo 1 el Q1 presentó una carga parasitaria de 0 hpg, agrupando 13 bovinos (65 %), el Q2 presentó una carga parasitaria menor o igual que 50 hpg agrupando 5 bovinos (25 %) y el Q3 presentó una carga parasitaria mayor a 50 hpg, agrupando 2 bovinos (10 %).

En el muestreo 2 el Q1 presentó una carga parasitaria de 0 hpg, agrupando 12 bovinos (60 %), el Q2 presentó una carga parasitaria menor o igual que 100 hpg agrupando 4 bovinos (20 %) y el Q3 presentó una carga parasitaria mayor a 100 hpg, agrupando 4 bovinos (20 %).

En el muestreo 3 el Q1 presentó una carga parasitaria de 0 hpg, agrupando 15 bovinos (75 %), el Q2 presentó una carga parasitaria menor o igual que 0 hpg agrupando 0 bovinos (0 %) y el Q3 presentó una carga parasitaria mayor a 75 hpg, agrupando 5 bovinos (25 %).

En el muestreo 4 el Q1 presentó una carga parasitaria de 0 hpg, agrupando 11 bovinos (55 %), el Q2 presentó una carga parasitaria menor o igual que 137 hpg agrupando 4 bovinos (20 %) y el Q3 presentó una carga parasitaria mayor a 137 hpg, agrupando 5 bovinos (25 %).

En el muestreo 5 el Q1 presentó una carga parasitaria de 0 hpg, agrupando 13 bovinos (65 %), el Q2 presentó una carga parasitaria menor o igual que 50 hpg agrupando 5 bovinos (25 %) y el Q3 presentó una carga parasitaria mayor a 50 hpg, agrupando 2 bovinos (10 %).

En el muestreo 6 el Q1 presentó una carga parasitaria de 0 hpg, agrupando 13 bovinos (65 %), el Q2 presentó una carga parasitaria menor o igual que 50 hpg agrupando 5 bovinos (25 %) y el Q3 presentó una carga parasitaria mayor a 50 hpg, agrupando 2 bovinos (10 %).

La carga parasitaria más alta registrada es de 450 hpg, aun así, se puede decir que las cargas parasitarias registradas se mantienen en el rango de leves y moderadas, tomando como referencia los resultados de Ueno citado por Ortiz (2021) en los cuales las cargas parasitarias se categorizan de la siguiente manera: Leve, 100 a 200 HPG; moderada, 300 a 600 HPG; grave, mayor a 700 HPG. Sin embargo, la estratificación mediante cuartiles denomina al cuartil 3 como altos eliminadores de parásitos, conformando del 10 % al 25 % de la población muestreada.

Coincidiendo con Morales *et al.* citado por Morales *et al* (2006) el cual afirma que “las mayores cargas se concentran en tan solo una pequeña fracción de la población (acumuladores de parásitos)”.

Según los resultados de los seis muestreos realizados la carga parasitaria aumenta en los altos eliminadores, pero no hay un aumento marcado del número de individuos positivos, por lo que no coinciden con el estudio de Morales *et al* (2001) el cual describe que cuando se incrementa el porcentaje de acumuladores de parásitos o «wormy animals», también aumenta el porcentaje de animales positivos a la infección por *strongilidos* digestivos.

5.2. Identificación de nematodos hematófagos

Se homogenizaron las muestras de heces de los altos eliminadores y mediante la técnica de coprocultivo denominada Roberts y O Sullivan (modificada) se desarrolló la larva L3 de *Haemonchus spp.* (Anexo 15), la cual fue identificada por su característica morfológica del filamento en forma de bayoneta, tal como lo reporta Paixão *et al* (2015) *Haemonchus* en su estadio L3; posee la extremidad anterior redondeada, cola afilada redondeada, cola de la vaina media con filamento en forma de bayoneta y las células intestinales de forma rectangular.

5.3. Valor de hematocrito y hemoglobina

Tabla 2. Valor de hematocrito, y hemoglobina en las vaquillas altas eliminadoras de parásitos.

°N.º de muestreo	Identificación del animal	Hematocrito %	Hemoglobina g/dL
1	E19	41	13.6
	E18	39	13
2	E5	35	11.6
	E18	39	13
	E6	27	9
	E4	36	12
3	E3	29	9.6
	E5	35	11.6
	E17	39	13
	E6	26	8.6
	E4	36	12
4	E2	40	13.3
	E8	26	8.6
	E17	39	13
	E19	38	12.6
	E12	30	10
5	E3	32	10.6
	E5	30	10
6	E6	24	8
	E12	30	10
	E18	37	12.3
	E13	39	13

En el estudio realizado las vaquillas mantienen sus valores hemáticos (hematocrito y hemoglobina) dentro de los rangos establecidos. tomando como referencia los valores hematológicos de Fielder (2022) quien establece que el valor del hematocrito y hemoglobina en bovinos es 24%-46% y 8g/dl-15g/dl respectivamente. Por lo que se concluye que no existe una relación entre los valores hemáticos y las cargas parasitarias reportadas. Coincidiendo con el estudio de Pilar y Leon (2017)

quienes afirman que no existe relación significativa entre la infección leve y moderada con los valores de hematocrito y hemoglobina.

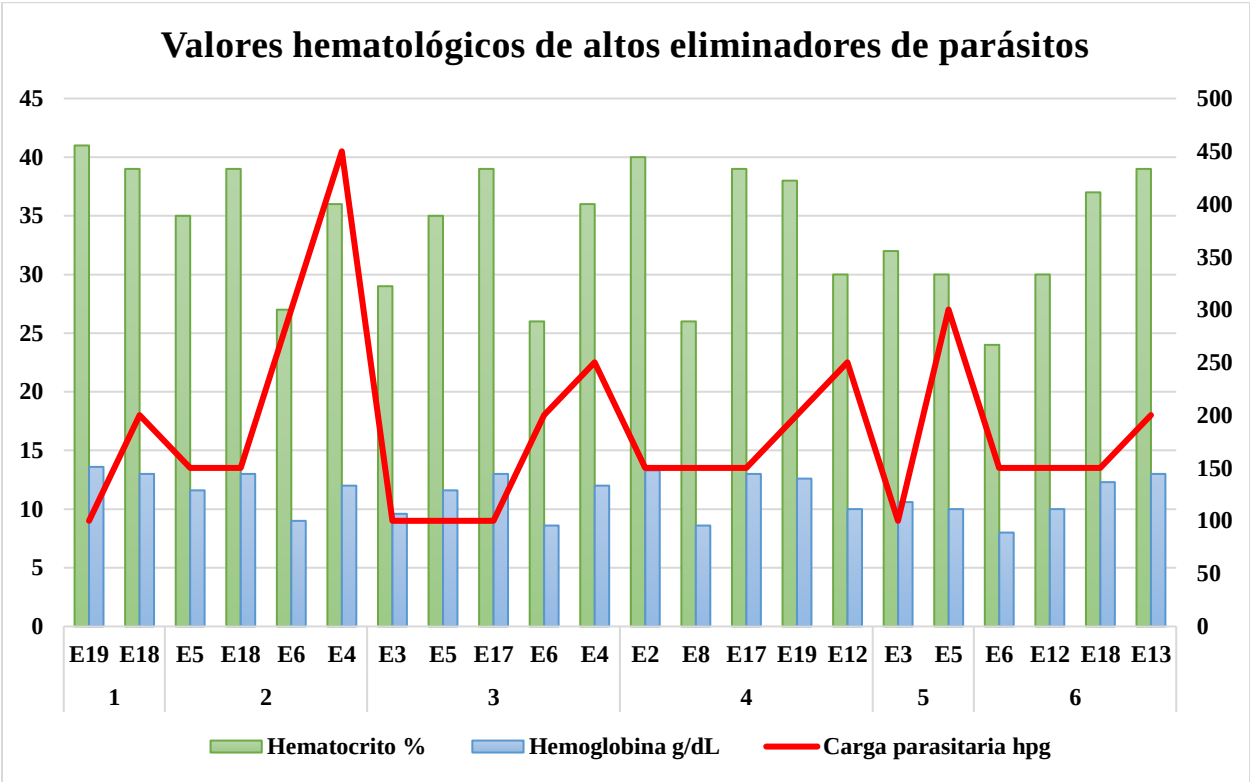


Ilustración 2. Correlación de valores hematológicos (hematocrito y hemoglobina) y altos eliminadores de parásitos

No existe una relación entre los valores hemáticos (hemoglobina y hematocrito) y las cargas parasitarias reportadas en los seis muestreos realizados. Coincidiendo con el estudio de Pilar y Leon (2017) quienes afirman que no existe relación significativa entre la infección leve y moderada con los valores de hematocrito y hemoglobina.

5.4.Carga parasitaria en relación con la raza

Tabla 3. Carga parasitaria de altos eliminadores de parásitos y su raza

Identificación del animal	HPG	Raza
E2	150	Pardo-Brahman
E3	100	Pardo-Brahman
E4	450	Pardo-Brahman
E5	300	Pardo-Brahman
E6	300	Holstein-Pardo
E8	150	Holstein-Pardo
E12	250	Pardo-Brahman
E13	200	Pardo-Brahman
E16	50	Pardo-Brahman
E17	150	Pardo-Brahman
E18	200	Pardo-Brahman
E19	200	Pardo-Brahman

Analizando la variable de raza, se verifico que el cruce de razas Bos taurus y Bos indicus no manifiesta resistencia ante nematodos ya que las cargas registradas son similares independientemente el cruce de razas manteniéndose en el rango de leves y moderadas, tomando como referencia los resultados que establece Ueno citado por Ortiz (2021) en los cuales las cargas parasitarias se categorizan de la siguiente manera: Leve, 100 a 200 HPG; moderada, 300 a 600 HPG; grave, mayor a 700 HPG.

En desacuerdo con lo citado por Márquez y Jiménez (2021) que estudios de los últimos 20 años han explorado la variación genética en la resistencia de los rumiantes a los nematodos,

concluyendo que los cebuinos o *Bos indicus* muestran resistencia a las infecciones parasitarias; en este estudio no se refleja una diferencia en la carga parasitaria de los individuos con cruces *Bos taurus*-*Bos indicus* y *Bos taurus*-*Bos taurus*.

Los resultados del estudio no coinciden con Arellano *et al.* citado por Ortiz-Muñoz *et al.* (2021) el cual manifiesta que las vacas con genotipo Holstein pueden tener mayor susceptibilidad a parasitosis en el periodo de crecimiento; en los resultados obtenidos no se registra diferencias significativas en la carga parasitaria de los individuos de razas diferentes a esta.

Los resultados sí coinciden con Oporta y Fernández (2021) quienes mencionan que estadísticamente no hay una diferencia significativa entre razas *taurus* y *cebu* en cuanto a la carga parasitaria registrada.

5.5. Control integrado de nematodos

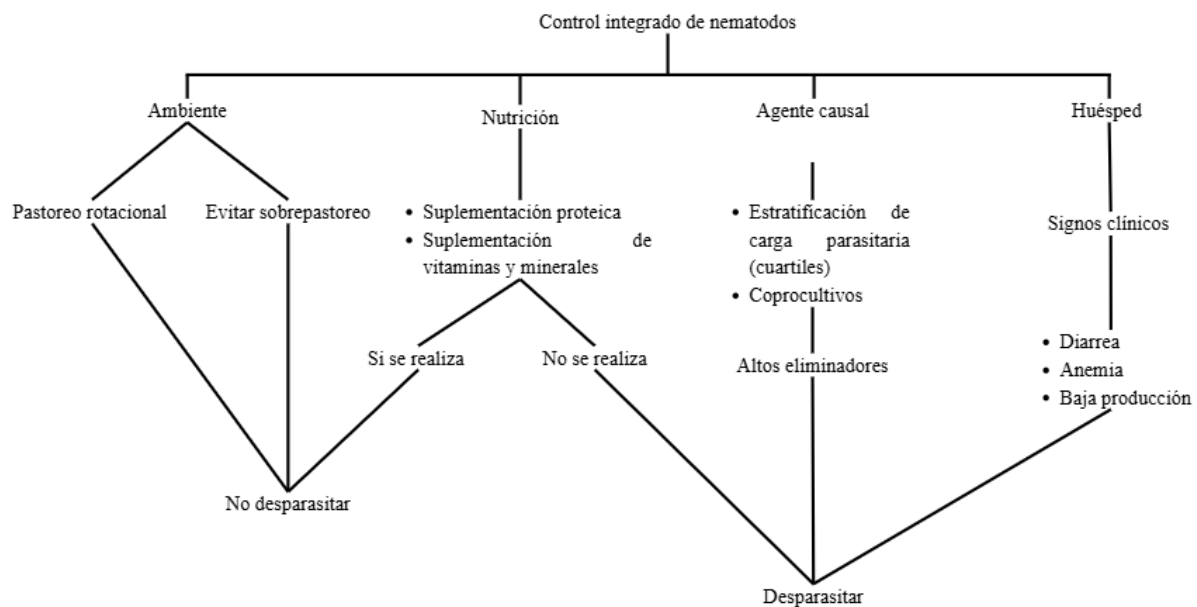


Ilustración 3. Control integrado de nematodos.

El control integrado de nematodos reúne diferentes estrategias orientadas a la prevención y a la identificación de los individuos afectados por nematodos en la población; en el flujograma se integraron cuatro factores muy importantes y de fácil control para el productor; el factor ambiental es clave para la reducción de la carga parasitaria mediante actividades como pastoreo rotacional y evitar el sobrepastoreo; además el factor nutricional combina actividades como la suplementación proteica y suplementación de vitaminas y minerales, realizando esta actividad se reduce la cantidad de animales con alta carga parasitaria en la población.

Dentro de los factores que se tomaron en cuenta para la realización de este flujograma está el agente causal, el cual se puede identificar mediante actividades como la estratificación de la carga parasitaria y la realización de coprocultivos, cuyos resultados nos identifican los individuos aptos para desparasitación dentro de la población. Otro de los factores que complementa la identificación de los individuos a desparasitar son los signos clínicos presentados por el huésped, en este caso se menciona la diarrea, anemia y baja producción.

El control integrado de nematodos combina diferentes factores la evaluación del ambiente y la nutrición, de forma más puntual la evaluación del huésped y el agente causal, dando como resultado individuos aptos para desparasitación e individuos no aptos para desparasitación.

VI. CONCLUSIONES

Se confirmó la presencia de nematodos hematófagos gastrointestinales en la población evaluada, con una carga parasitaria que no representa una amenaza para los bovinos infectados, ya que sus parámetros hematológicos se encuentran dentro de los rangos normales y la condición corporal no está comprometida.

Las cargas parasitarias registradas se mantuvieron en los rangos de leves y moderadas, por lo que fueron clasificados como parte de los moderados eliminadores y altos eliminadores de la población. Confirmando que la transmisión de estos parásitos es baja, independientemente de las condiciones ambientales a las que están expuestos los animales muestreados y los cruces entre razas *Bos indicus* y *Bos taurus*.

Se identificaron nematodos hematófagos específicamente larvas de *Haemonchus spp.* en muestras de heces de los bovinos altos eliminadores de parásitos.

Los valores de hematocrito y hemoglobina registrados no presentaron ninguna anormalidad, todos los valores estaban dentro de sus parámetros normales, por lo que su carga parasitaria no representa una amenaza para el organismo.

El control de nematodos gastrointestinales en la Finca El Recuerdo, se debe realizar de una manera estratégica, evaluando la carga parasitaria de cada individuo ya que en la población evaluada ningún individuo requiere de desparasitación.

VII. RECOMENDACIONES

Realizar análisis coproparasitológico con la finalidad de estratificar las cargas parasitarias con el objetivo de evitar la administración de antiparasitarios en animales que no lo requieren.

Identificar los parásitos que afectan la población para administrar el desparasitante y dosis adecuada para cada individuo, evitando de esta manera la resistencia parasitaria ante los fármacos usados comúnmente.

Evaluar la coloración de mucosas, condición corporal y signos clínicos antes de seleccionar la población a desparasitar.

Elaborar un plan de manejo para reducir el riesgo de infestación de nematodos en el hato.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Almada, A. 2015. Parasitosis: Pérdidas productivas e impacto económico (en línea, sitio web). Consultado 6 Jun. 2025. Disponible en <https://www.ganaderia.com/destacado/parasitosis-perdidas-productivas-e-impacto-economico>
- Almendarez, JM; Pineda FM. 2025. Resistencia de nematodos gastrointestinales en bovinos en la finca punta Plancha, Diriá, Granada 2025. Tesis M.V. Managua, Nicaragua UNA. Consultado 17 Nov 2025. Disponible en <https://cenida.una.edu.ni/Tesis/tnl72a448.pdf>
- Carballo, MC. S.f. Ecología de las poblaciones y comunidades parasitarias de *Odontesthes smitti* y *O. Nigricans* (en línea). Consultado 17 Nov 2025. Disponible en https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/4292/2_Ecolog%C3%ADa_de_las_poblaciones_y_comunidades_parasitarias_de_Odontesthes_smitti_y_O._nigricans.pdf?sequence=9
- Elsheikha Hany. 2017 Endoparasites in cattle: studies and diagnostics (en línea, sitio web) Consultado 6 Jun 2025 Disponible en <https://www.vettimes.com/news/vets/livestock/endoparasites-in-cattle-studies-and-diagnostics>
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura). 2021. FAO: La FAO y SAG realizaron la integración oficial de la Plataforma Nacional de Ganadería

- Sostenible (en línea, sitio web) Consultado 4 Jun. 2025. Disponible en <https://www.fao.org/honduras/noticias/detail-events/es/c/1415775/>
- Fielder, SE. 2022. Valores hematológicos de referencia (en línea, sitio web). Consultado 16 Nov. 2025. Disponible en <https://www.msdevetmanual.com/es/valores-de-referencia-y-tablas-de-conversiones/gu%C3%ADas-de-referencia/valores-hematol%C3%B3gicos-de-referencia>
- García, S. 2023. Enfermedades comunes del ganado vacuno (en línea, sitio web). Consultado 3 Jun 2025. Disponible en <https://www.veterinariadigital.com/articulos/enfermedades-comunes-del-ganado-vacuno/>
- Girón, J. 2020. Evaluación de los niveles de infección parasitaria y sus efectos sobre los parámetros productivos en ganado bovino productor de leche en el CEIEPAA-UNAM, Querétaro México. Médico Veterinario. Catacamas, Honduras, Universidad Nacional de Agricultura. 61 p.
- INTAGRI. 2017. Control de Nematodos desde una Perspectiva Integral. (en línea, sitio web). Consultado 3 Jun. 2025. Disponible en <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/control-de-nematodos-desde-una-perspectiva-integral#:~:text=El%20manejo%20integrado%20de%20nematodos,entre%20s%C3%AD%2C%20adem%C3%A1s%20de%20complementarse>
- Lazo, FA; González FJ. (2020). Evaluación del método FAMACHA en la detección de anemia por parásitos gastrointestinales hematófagos en terneros de 25 fincas de Nicaragua, junio -

- agosto 2020 (en línea). Tesis M.V. Camoapa, Boaco, Nicaragua UNA. Consultado 18 Nov 2025. Disponible en <https://repositorio.una.edu.ni/4263/1/tnl73l431m.pdf>
- Márquez, D. 2014. Control sostenible de los nematodos gastrointestinales en rumiantes (en línea). Bogotá, Colombia. 54-55-59-60 p. Consultado 17 Nov 25. Disponible en https://www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/237-Control_sostenible.pdf
- Márquez, D. Jiménez, G. 2021 Factores que hacen más susceptibles a los animales a ser infectados por parásitos (en línea, sitio web) Consultado 6 Jun Disponible en <https://www.contextoganadero.com/ganaderia-sostenible/factores-que-hacen-mas-susceptibles-los-animales-ser-infectados-por-parasitos>
- Morales, G; Pino, L; Sandoval, E; Florio, J; Jiménez, D. 2006. Niveles de infestación parasitaria, condición corporal y valores de hematocrito en bovinos resistentes, resilientes y acumuladores de parásitos en un rebaño Criollo Río Limón (en línea). Zootecnia Tropical 24 (3) 333-346. Consultado 6 Jun 2025. Disponible en https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-72692006000300011
- Morales, G; Pino, L; Sandoval, E; Moreno, L; Jiménez, D; Balestrini, C. 2001. Dinámica de los niveles de infección por strongilidos digestivos en bovinos a pastoreo (en línea). Parasitología al día 25 (3-4) 115-120. Consultado 16 Juni. 2025. Disponible en <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-07202001000300008>
- Oporta, H. Fernández, J. 2021 Análisis de prevalencia de parasitos gastrointestinales en bovinos en ocho fincas de las comunidades El Recreo-La Peña, San Lorenzo departamento de

Boaco, marzo, 2021 (en línea) Tesis MV. Boaco, Nicaragua UNA. Consultado 6 Jun 2025. Disponible en <https://cenida.una.edu.ni/Tesis/tnl73o61a.pdf>

Ortiz Baeny, MF. 2021. Carga parasitaria y estrategias de control de nemátodos gastrointestinales en bovinos productores de carne (Zona sureste de Santa Cruz) (en línea) Tesis MVZ. Santa Cruz de la Sierra, Bolivia UEB. Consultado 6 Jun 2025. Disponible en <https://www.difuciencia.com/files/original/96ad1db00d047cd14e3718953398347f1172341f.pdf>

Martínez, C; González, L. 2024. Técnicas de diagnóstico parasitológico para veterinarios en campo. UNAM. Consultado 17 Nov 2025.

Ortiz-Muñoz, I, Salinas T, Pérez, M, Aquino, M, Rodríguez, H, Hernández, J. 2021. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas lecheras de sistema de producción tipo familiar. (en línea). Ecosistemas y Recursos Agropecuarios 8(II). Consultado 6 Jun 2025. Disponible en <https://doi.org/10.19136/era.a8nII.2920>

Paixão, A; Walter, A; Esperança, S; Ataulfo, M; Fontes-Pereira, A; Jamba, J; Sánchez, LM; Mancebo, B; Soca, M; Roque, E; Pires, M; Cuvile, S. 2015. Identificación de los géneros *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Oesophagostomum*, *Ostertagia* y *Cooperia* en caprinos en la provincia de Huambo-Angola (en línea). Revista Salud Animal. 37 (1):64-68. Consultado 16 Nov 2025. Disponible en <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/pdf/10.5555/20153208958>

Pilar, G; León A. 2017. Relación de Hemoglobina y Hematocrito con el nivel de infección por nematodos gastrointestinales y *Fasciola hepática* en bovinos criollos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca (en línea).

Tesis M.V. Cajamarca, Perú, UNC. Consultado 16 Nov 2025. Disponible en <https://repositorio.unc.edu.pe/bitstream/handle/20.500.14074/1052/Tesis%20completa%20Ghina.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Pinilla, J; Uribe, N; Florez, A. 2019. Fasciola hepática y otras parasitosis gastrointestinales en bovinos de doble propósito del municipio Sabana de Torres, Santander, Colombia (en línea). Revista de investigaciones Veterinarias del Perú 30(3), 1240-1248. Consultado 6 Jun 2025. Disponible en <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v30i3.16607>

Quiroz, H; Figueroa, J; Ibarra, F; López, M. 2011. Epidemiología de enfermedades parasitarias en animales domésticos. Primera edición. México. 643 p.

Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia 69(3), 259-267. Consultado 6 jun 2025. Disponible en http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-29522022000300259

Saldivia, M; Espinoza, E; Figueroa, N; Delgado, M; Droppelmann, A. 2023. Diagnóstico de parasitosis gastrointestinal en ganado vacuno de razas carniceras con diferentes técnicas coproparasitológicas (en línea). Bogotá, Colombia. Consultado 6 jun 2025. Disponible en <http://orcid.org/0000-0002-4283-7162>

Soca, M; Roque, E; Soca, M; 2005. Epizootiología de los nemátodos gastrointestinales de los bovinos jóvenes (en línea). Pastos y Forrajes 28(3) 175-185. Consultado 6 Jun. 2025. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/2691/269121675001.pdf>

Tituania, KE. 2024. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en ganado bovino en la región subtropical por el método de flotación y sedimentación (en línea). Tesis M.V. Cuenca, Ecuador UPS. Consultado 17 Nov 2025. Disponible en <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/27019/1/UPS-CT011205.pdf>

Vasconcelos-Nóbrega, C; Santos, C; Mega, C; Coelho C; Cruz, R; Vala, H; Esteves, F; Mezquita, JR. 2017. ABC series on diagnostic parasitology part 2: the McMaster method (en línea). The Veterinary Nurse 28 (8). Consultado 5 Jun. 2025. Disponible en <https://www.theveterinarynurse.com/content/practical/abc-series-on-diagnostic-parasitology-part-2-the-mcmaster-method/>

IX. ANEXOS



Anexo 1. Población muestreada, lote de 20 vaquillas raza Pardo-Brahman y Holstein-Pardo.



Anexo 2. Toma de muestras de sangre de la vena yugular.



Anexo 3. Toma de muestras de heces directamente del ano.



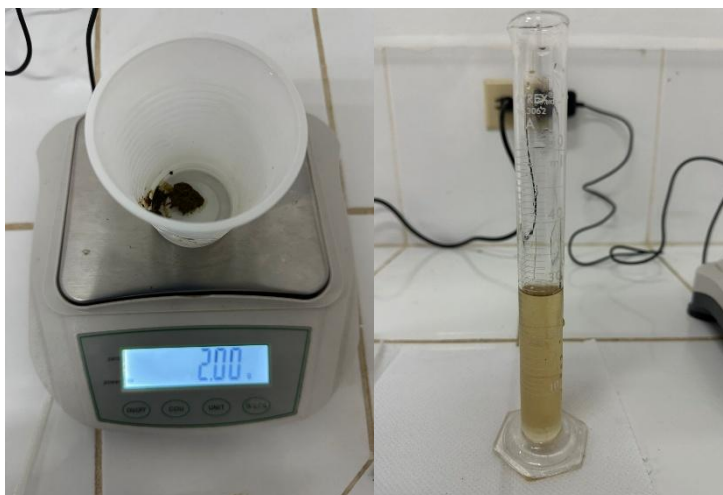
Anexo 4. Análisis de muestras de sangre en el laboratorio, técnica de microhematocrito.



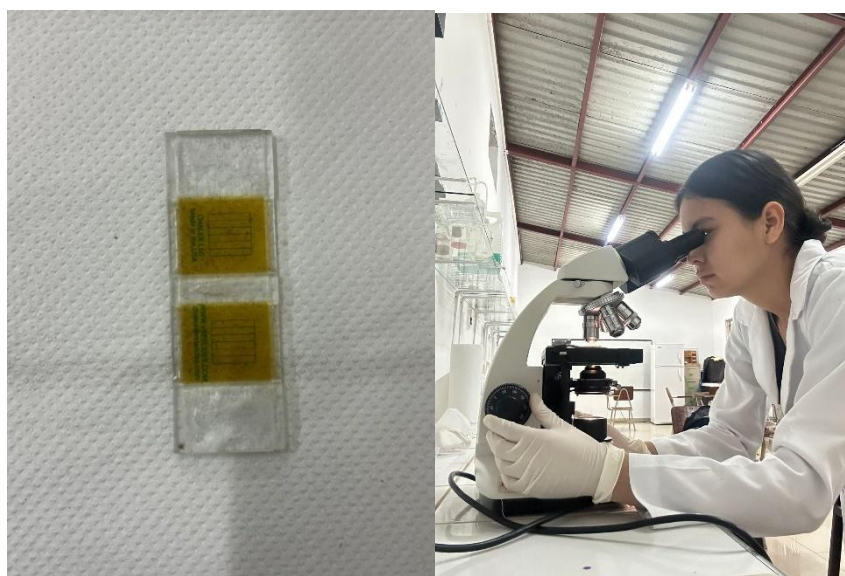
Anexo 5. Lectura de microhematocrito.



Anexo 6. Materiales y equipo para análisis de heces.



Anexo 7. Pesaje de heces (2g) y medición de solución de sheather (28ml).



Anexo 8. Cámara de McMaster lista para ser observada y observación de muestra.



Anexo 9. Coprocultivo día 1.



Anexo 10. Coprocultivo día 15.



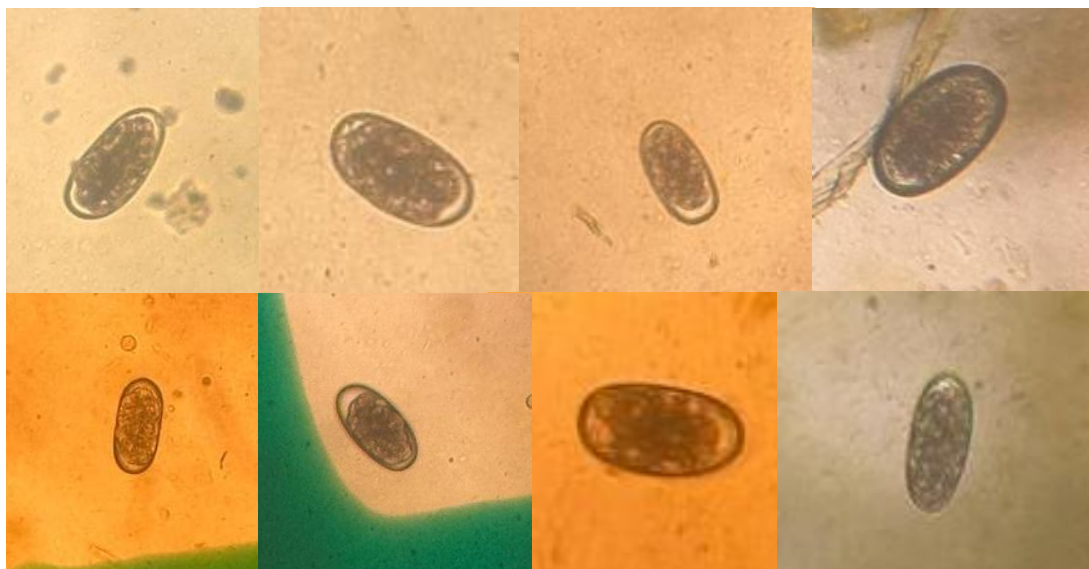
Anexo 11. Coprocultivo listo para extraer la muestra a observar.



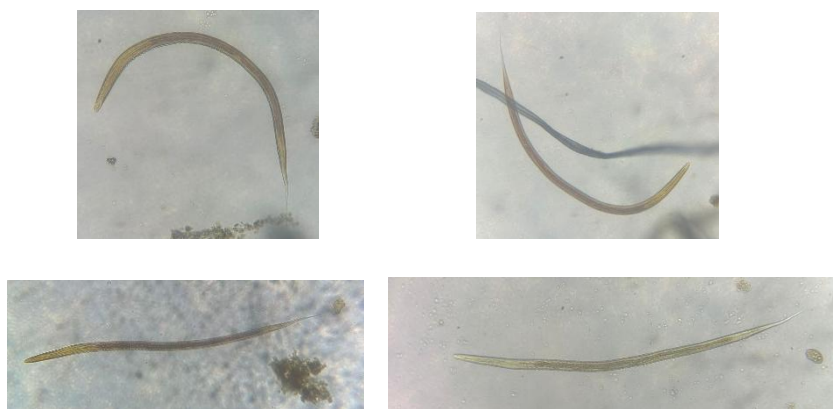
Anexo 12. Sedimento obtenido de coprocultivos.



Anexo 13. Observación de larvas desarrolladas en coprocultivo.



Anexo 14. Huevos de estróngilidos



Anexo 15. Larva L3 de *Haemonchus* spp.