

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS**

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



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

TESIS

Para optar el Título Profesional de
MÉDICO VETERINARIO

Presentada por la Bachiller
GHINA PILAR ABANTO LEÓN

Asesor
M.V. M.Sc. FERNANDO ALBERTO OBLITAS GUAYÁN

**Cajamarca – Perú
2017**

DEDICATORIA

A Dios; por guiarme en mí
proyecto de tesis, y brindarme
una vida llena de aprendizajes.

A mis padres, quienes me han apoyado
y motivado en mi formación académica,
para lograr un nuevo objetivo en mi vida.

LA AUTORA

AGRADECIMIENTO

A Dios, por darme sabiduría y cuidarme cada día; a mis padres y hermanos, por todo el amor, comprensión y sobre todo por el apoyo que me han brindado.

A la Universidad Nacional de Cajamarca, Facultad de Ciencias Veterinarias, por brindarme facilidades de estudio, con el objetivo de superación y alcanzar un Título Profesional.

Al M.V. M.Sc. Fernando Alberto Oblitas Guayán, por su orientación como asesor, pero sobre todo por la motivación y el apoyo recibido a lo largo del desarrollo de este trabajo de investigación.

A mis profesores por su apoyo, así como por la sabiduría que me transmitieron en el desarrollo de mi formación profesional.

A todos mis compañeros y amigos, por la comprensión, paciencia y los ánimos recibidos.

LA AUTORA

RESUMEN

La crianza de bovinos (*Bos Taurus*) criollos constituye una actividad permanente del poblador peruano. Estos animales son afectados por numerosas enfermedades, siendo las más comunes las parasitarias. La presente investigación se realizó en los Laboratorios de Fisiología y Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de Cajamarca, con muestras colectadas de bovinos criollos, sacrificados en el matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca, entre los meses de febrero y marzo del 2016. El objetivo de este estudio fue determinar la relación entre las concentraciones de hemoglobina y hematocrito con el nivel de infección por nematodos gastrointestinales y *Fasciola hepatica*. Se analizó 50 muestras de sangre, para la determinación del hematocrito mediante el microhematocrito y la hemoglobina por el método del cálculo matemático (factor 0,334) y 50 muestras de heces analizadas mediante la técnica cuantitativa de Mac Master para nematodos y la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel para *Fasciola hepatica*. Se estableció los niveles de infección parasitaria mediante el hpg y se relacionó con los valores de hematocrito y la hemoglobina. Los valores de hematocrito (32,2%) y hemoglobina (10,7g/dl), se encuentran dentro de los valores referenciales para bovinos criollos de Cajamarca. Se determinó infección leve en bovinos infectados por nematodos gastrointestinales ($P < 0,05$) e infección leve y moderada para aquellos animales infectados por *Fasciola hepatica* ($P < 0,05$). Concluyéndose que la infección por nematodos gastrointestinales y *Fasciola hepatica* oscila entre el 22% y 42%; siendo la más alta, la infección por *Fasciola hepatica*. Además, no existe relación significativa entre la infección leve y moderada con los valores de hematocrito y hemoglobina respectivamente; a excepción de aquellos animales con infección por nematodos más *Fasciola hepatica* (infección Mixta), donde se aprecia una relación significativa ($P < 0,05$).

Palabras Claves: Hematocrito, hemoglobina, nematodos, *Fasciola hepatica*, bovinos criollos.

ABSTRACT

The breeding of cattle (*Bos Taurus*) criollos is a permanent activity of the Peruvian settler. These animals are affected by numerous diseases, the most common of which are parasitic. The present investigation was carried out in the Veterinary Physiology and Parasitology Laboratories of the Faculty of Veterinary Sciences, National University of Cajamarca, with samples collected from 50 cattle from the slaughterhouse of animals of the Provincial Municipality of Cajamarca between February and March 2016. The objective of this study was to determine the relationship between hemoglobin and hematocrit concentrations with the level of infection by gastrointestinal nematodes and *Fasciola hepatica*. Fifty blood samples were analyzed for the determination of hematocrit by microhematocrit and hemoglobin by the mathematical calculation method (factor 0,334) and 50 fecal samples analyzed using the quantitative Mac Master technique for nematodes and the Modified Natural Sedimentation Technique by Rojas and Torrel for *Fasciola hepatica*. Parasitic infection levels were established using hpg and related to hematocrit values and hemoglobin. The values of hematocrit (32, 2%) and hemoglobin (10,7g / dl), are within the reference values for bovine creole. A mild infection was determined for gastrointestinal nematodes ($P < 0.05$) and mild to moderate infection for *Fasciola hepatica* ($P < 0, 05$). Concluding that the infection by gastrointestinal nematodes and *Fasciola hepatica* ranges from 22% to 42%; Being the highest, infection by *Fasciola hepatica*. In addition, there is no significant relationship between mild and moderate infection with hematocrit and hemoglobin values respectively; Except for those animals with nematode infection plus *Fasciola hepatica* (Mixed infection), where a significant relation ($P < 0,05$) was observed.

Keywords: Hematocrit, hemoglobin, nematodes, *Fasciola hepatica*, bovines creoles.

ÍNDICE

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTO

RESUMEN

ABSTRACT

Pág.

CAPÍTULO I

Introducción.....	1
Objetivos.....	3

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO.....	4
2.1. Antecedentes de la investigación.....	4
2.2. Nematodos gastrointestinales.....	7
Generalidades.....	7
Etiología.....	7
Ciclo de vida.....	8
Patogenia.....	8
Signos clínicos.....	9
Diagnóstico.....	10
Carga parasitaria e interpretación del grado de infección (HPG)...	11

2.3. Fasciola hepatica.....	11
2.3.1. Clasificación Taxonómica.....	11
2.3.2. Ciclo de vida.....	11
2.3.3. Patogenia.....	12
2.3.4. Síntomas y lesiones.....	13
2.3.5. Diagnóstico.....	13
2.4. Hematocrito.....	14
2.4.1. Importancia Clínica.....	14
2.4.2. Determinación del Hematocrito.....	15
2.4.3. Fuentes de error en la determinación del Hematocrito.....	15
2.5. Hemoglobina.....	16
2.5.1. Importancia clínica.....	17
2.5.2. Funciones de la Hemoglobina	19
2.5.3. Hemoglobina calculada usando como referencia el hematocrito	19
2.5.4. Valores referenciales para Hemoglobina y Hematocrito en bovinos.....	21
2.6. Relación de los parámetros hematológicos y el nivel de infección parasitaria en bovinos.....	22

2.7.	Anemia.....	23
2.7.1.	Clasificación de las anemias.....	24
 CAPÍTULO III		
MATERIALES Y MÉTODOS.....		
3.1.	Ubicación del trabajo de investigación.....	26
3.2.	Materiales y equipos.....	27
3.2.1.	Material biológico.....	27
3.2.2.	Material y equipo de laboratorio.....	27
3.3.	Metodología.....	29
3.3.1.	Trabajo de campo en el matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca.....	29
3.3.2.	Procesamiento de las muestras.....	29
3.4.	Análisis estadístico.....	34
 CAPÍTULO IV. RESULTADOS		
 CAPÍTULO V. DISCUSIÓN		
 CAPÍTULO VI. CONCLUSIONES		
 CAPÍTULO VII. REFERENCIAS		
 ANEXO		
Anexo 1.	Figuras que registran la ubicación del trabajo de tesis y la metodología utilizada en campo.....	48
Anexo 2.	Fotografías que registran el método de microhematocrito realizada en el laboratorio Fisiología Veterinaria.....	49
Anexo 3.	Figuras que registran la Técnica Microscópica Cuantitativa de Mc Master realizada en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria.....	51

Anexo 4. Figuras que registran la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel. Realizadas en el laboratorio de Parasitología Veterinaria.....	53
Anexo 5. Resultados de los análisis de los laboratorios de Fisiología Animal y Parasitología Veterinaria.....	55

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

El Perú cuenta con una población de bovinos de 5 156,044. La raza predominante es la criolla, representando el 63,9% del total de la distribución, seguida por la raza Brown Swiss con 17,6%, la Holstein con 10,3%, Gyr/Cebú con 3,4% y otras razas con 4,8%. Por su parte, Cajamarca tiene 497,119 bovinos criollos (68,62%) (INEI, 2012).

Los bovinos criollos son criados al pastoreo, amarrado a estaca, alimentados con pastos pobres o de bajas condiciones de pastoreo, en ellos se observa frecuentemente infecciones parasitarias producidas por varios tipos de nematodos, así como por otros parásitos internos (cestodos, trematodos y coccidios), además de ectoparásitos (Morales y col., 2001).

La crianza de la especie de animales criollos constituye una actividad interesante, lo cual implica una fuente de ingreso económico para los propietarios y una provisión de alimentos proteicos para sus pobladores, en tanto, que en el Camal Provincial de Cajamarca, se benefician principalmente animales criollos; sin embargo, las enfermedades parasitarias ocasionadas por helmintos afectan patológicamente a vísceras (hígado, pulmón, lengua, corazón; entre otras) y carcasa, siendo causales de decomisos a la inspección veterinaria según lo establece el Reglamento Sanitario del faenado de animales de abasto; ocasionando pérdidas económicas importantes para los proveedores (Ruiz, 2014).

La anemia es una manifestación frecuente en numerosas enfermedades parasitarias, que puede ser producida por la acción hematófaga de parásitos como *Haemonchus*, *Oesophagostomum*, *Fasciola hepatica*, incluso como

consecuencia de pérdidas de sangre debidas a las lesiones provocadas por los parásitos (Mandonnet, 1995).

En el caso particular de los estróngilos digestivos de los rumiantes, en las infecciones con las especies *Haemonchus placei* , *Trichostrongylus axei* y en menor grado *Teladorsagia circumcincta*, el volumen total de glóbulos rojos (hematocrito), el número de glóbulos rojos y los valores de hemoglobina disminuyen, como consecuencia de la pérdida de sangre, insuficiencia de la hematopoyesis, disminución del apetito, carencia de hierro y perturbación de la absorción intestinal de nutrientes (Mandonnet, 1995).

La medida de estos parámetros hematológicos y su relación con la infección parasitaria. Se desconoce si estos animales cursan con anemias a causa del fuerte parasitismo en el ámbito de la Provincial de Cajamarca y en especial a nivel de ganado criollo, por lo que se hace necesario plantear este tipo de estudio para conocer indirectamente la resistencia y/o estado de equilibrio a este tipo de infecciones, pues las concentraciones de hemoglobina y hematocrito son una ayuda diagnóstica fundamental.

1. OBJETIVOS

1.1. Objetivo general

Determinar la relación entre las concentraciones de hemoglobina y hematocrito con el nivel de infección por nematodos gastrointestinales y *Fasciola hepatica*, en bovinos criollos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca.

1.2. Objetivos específicos

1.2.1. Determinar las concentraciones de hemoglobina y hematocrito en bovinos criollos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca.

1.2.2. Determinar cuantitativamente la infección por nematodos gastrointestinales en bovinos criollos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca.

1.2.3. Determinar cuantitativamente la infección por *Fasciola hepática* en bovinos criollos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca.

1.2.4. Determinar la infección de nematodos gastrointestinales + *Fasciola hepática* en bovinos criollos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca.

1.2.5. Relacionar las concentraciones de hemoglobina y hematocrito con el nivel de infección de nematodos y *Fasciola hepática* en bovinos criollos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN

En el Perú, la Fasciolosis hepática en rumiantes constituye una de las principales enfermedades parasitarias que limitan el desarrollo de la industria pecuaria, ya que los efectos patológicos se traducen en una disminución notable de la producción y productividad animal, a lo que se suma la pérdida de valiosas fuentes proteicas por el decomiso de hígados parasitados (Leguía, 1991). Por su parte la nematodosis ocasionó pérdidas que involucran índices productivos como retardo en el crecimiento, pérdida de peso vivo, disminución de la producción de leche y costo de la quimioterapia (Rojas, 1990).

En un estudio realizado en el Camal del Distrital Baños del Inca y en el Laboratorio de Parasitología, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de Cajamarca, durante los meses de octubre y noviembre de 2012; se determinó la relación del número de *F. hepatica* adultas observadas a la necropsia y el número de fasciolas estimadas a partir del hpg. Se utilizó 50 bovinos menores de 18 meses y 50 mayores de 18 meses, infectados naturalmente con *F. hepatica* y con una carga parasitaria igual o mayor a 1 hpg. Los resultados en bovinos criollos menores de 18 meses, el número de fasciolas adultas en una infección leve es de 15.4 ± 10.5 , en una infección media de 49.9 ± 26.9 y en una infección alta de 129.7 ± 77.9 , y en bovinos mayores de 18 meses se determinó que en una infección leve es de 13.3 ± 5.9 , en una infección media de 40.6 ± 27.8 y en una infección alta 94.2 ± 75.2 ($P < 0.05$). La relación del número de fasciolas observadas en relación al número de

fasciolas estimadas fue de $r=0.8$ ($P<0.01$) en bovinos menores de 18 meses y de $r= 0.7$ ($P<0.01$) en mayores de 18 meses (Acuña, 2013).

En un estudio realizado en el Camal Municipal Provincial de Cajamarca en un periodo de tres meses de octubre a diciembre del año 2014, se reporta que en 1 519 bovinos; se determinó que la prevalencia de helmintos que causaron decomisos de vísceras fue por *Fasciola hepatica* con el 92,50% en vacunos (Ruiz, 2014).

Los parásitos nematodos de los rumiantes, se pueden dividir en dos grandes grupos: Los que son hematófagos como *Haemonchus* y *Bunostomum*, y aquellos que no lo son como *Ostertagia* y *Trichostrongylus*. Los síntomas de los hematófagos, se asocian principalmente a anemia, causada por la pérdida de sangre; los nematodos que no ingieren sangre cuando se encuentran en altas infestaciones, producen una inflamación aguda de la mucosa gastrointestinal, destrucción masiva de la superficie de la mucosa y diarrea, el hematocrito eleva sus niveles para compensar la deshidratación, hay disminución de los niveles de albumina sanguínea y la elevación del PH del abomaso conduce a diarrea, con invasión bacteriana (Morales y col., 2001).

Las acciones patógenas de los parásitos gastrointestinales, influyen directamente sobre los parámetros hematológicos, haciéndose muy notables sobre la hemoglobina y el hematocrito. Georgiev y Denev (1981), demostraron que los estrogilidos producen una anemia severa, Robert y Swan (1982), encontraron una correlación altamente significativa entre la carga de vermes y los valores de hemoglobina y hematocrito.

En el medio ambiente, han sido determinadas altas prevalencias a enfermedades parasitarias e infecciosas (Sandoval y col., 2005), muchas de ellas conducen a procesos anémicos, los cuales son reconocidos cuando uno o más de los parámetros de los glóbulos rojos están por

debajo de los niveles estimados fisiológicamente como normales, en consideración a su especie, edad y sexo (Jain, 1989).

La resistencia a la infección parasitaria ha sido definida como la iniciación y el mantenimiento de respuestas provocadas en el hospedador para suprimir el establecimiento de parásitos y la eliminación de las cargas parasitarias. En el caso de los bovinos existen diversas publicaciones sobre resistencia genética a las enfermedades, lo cual ha sido considerado como un fuerte componente de la adaptabilidad, como resultado de la selección natural (Cundiff, 1985; Gogolin y col., 1992). La influencia de la variación genética en la resistencia a la infección por nematodos en rumiantes (Stear, 1994). Así como también hay evidencias de que al interior de una raza existen variaciones en la respuesta a la infección parasitaria y se ha reseñado variación genética en la resistencia a la infección con nematodos en rumiantes siendo por consiguiente, dicha resistencia heredable (Gray, 1987).

En un estudio realizado entre los meses de enero y febrero del 2013, en bovinos criollos menores de 18 meses de edad, beneficiados en el Camal Municipal de Cajamarca y las pruebas diagnósticas en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, se determinó la relación de la carga parasitaria mixta de nematodos strongilidos adultos observados a la necropsia y el número de huevos por gramo de heces (hpg). Se utilizó 09 bovinos menores de 18 meses de edad, positivos a infección natural a nematodos strongilidos, se seleccionó tres animales con grado de infección mixta leve con hpg hasta 200, tres con infección mixta moderada con hpg de 200 a 700 y tres con grado de infección mixta alta con hpg mayor a 700. Teniendo como resultado una correlación de $r: 0.78$ ($P < 0.01$) en relación al hpg versus número de nematodos adultos encontrados a la necropsia y una correlación de $r: 0.87$ ($P < 0.01$) en relación al grado de infección mixta leve, moderada y alta versus número total de nematodos strongilidos totales encontrados a la necropsia. El grado de infección

mixta estimada mediante el hpg tiene una buena correlación con el número total de nematodos strongilidos presentes en bovinos criollos menores de 18 meses de edad (Bolaños, 2013).

2.2. NEMATODOS GASTROINTESTINALES

- **Generalidades.** Los nematodos son gusanos redondos, no segmentados, especies libres y parásitas, cuya morfología es básicamente semejante; el cuerpo es filiforme, con simetría bilateral, pero las hembras de algunas especies desarrollan dilataciones corporales más o menos globulosas. Tienen un tracto digestivo completo y una cutícula resistente, elástica y semejante a la piel; el área bucal puede estar especializada para pegársele al huésped y alimentarse de él. El tamaño varía desde pocos milímetros hasta más de un metro de longitud. Poseen sexos separados y ciclos vitales directos o indirectos. Son parásitos muy difundidos de carácter endémico, que afectan a rumiantes domésticos y silvestres, especialmente a los jóvenes; se localizan en el cuajo e intestino delgado y se caracterizan por trastornos gastroentéricos, retraso en el crecimiento, disminución de las producciones, anemia y raramente muerte (Cordero y Rojo, 1999).

- **Etiología.** Los nematodos gastrointestinales de los rumiantes pertenecen a diversas familias y géneros, destacando las siguientes: Trichostrongylidae (*Haemonchus*, *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*), Ancylostomatidae (*Bunostomum*) y Strongylidae (*Chabertia* y *Oesophagostomum*). Generalmente las infecciones son mixtas, participando dos o más géneros y varias especies; lo que explica la denominación general de gastroenteritis parasitarias (Cordero y Rojo, 1999). Principalmente son los nematodos strongilídeos (Basso y col., 1987). En el abomaso se localizan el *Haemonchus*, *Ostertagia* y *Trichostrongylus*; en intestino delgado *Cooperia*, *Trichostrongylus*, *Nematodirus* y *Bunostomum* y en el

intestino grueso *Chabertia* y *Oesophagostomum* (Ueno y Gonçalves, 1998).

- **Ciclo de vida.** Es importante mencionar que existen muchas variaciones en el ciclo vital de los nematodos parásitos (Hendrix, 1999), por lo que mencionaremos aspectos comunes de sus ciclos biológicos, teniendo en cuenta que la mayoría de dichos parásitos pertenecen al orden Strongylida (Kassai, 2002). Es directo, las larvas infectivas L3, son ingeridas por los animales durante el pastoreo, las mismas que evolucionan en 4 días a larvas del 4º estadio (L4) las que en 15 a 20 días aproximadamente alcanzarán el estado adulto, previo pasaje por el 5º estadio (Eddi, 1996).

Los animales parasitados excretan con sus heces huevos prácticamente indiferenciables; la excreción de huevos es variable y depende del hospedador (edad, estado inmunitario, consistencia fecal) y del parásito (prolificidad de las hembras). En este sentido, algunos parásitos son muy prolíficos (*Haemonchus* y *Oesophagostomum* de 5 000 – 10 000 huevos/día); moderadamente prolíficos (*Trichostrongylus* y *Ostertagia*: 100 – 200 huevos/día); y poco prolíficos (*Nematodirus*: 50 huevos/día). El periodo prepatente de *Trichostrongylus axei* es de unos 20 días; *Ostertagia spp* 18-21 días; *Cooperia spp* 14 días; *Haemonchus placei* 26 a 28 días; *Bunostomum spp* de 30 a 56 días; *Chabertia ovina* 49 días; *Oesophagostomum radiatum* 32 días; *Nematodirus spp* 15 a 21 días; *Trichuris spp* unos 60 días (Soulsby, 1987).

- **Patogenia.** Tanto las larvas en desarrollo como los nematodos adultos pueden ser patógenos; el curso de la infección depende del número de los nematodos, la composición genérica de la carga parasitaria (ejemplo; *Haemonchus* es hematófago y por lo tanto más patógeno), la edad y nutrición del hospedador (Kassai, 2002). Las especies que se localizan en el cuajar producen lesiones en las

glándulas parasitadas, consecutivas a la penetración y crecimiento de las larvas en su interior, lo que origina su dilatación y una marcada protrusión sobre la superficie de la mucosa y las células de las glándulas parasitadas son reemplazadas por células no diferenciadas. Así mismo, da lugar a la disminución de la secreción de ácido clorhídrico lo cual repercute negativamente en la digestión proteica (Cordero y Rojo, 1999). Además de lo anteriormente mencionado, las larvas en la fase L4 como los adultos de *Haemonchus* son fuertes chupadores de sangre, originando pérdidas de los componentes sanguíneos incluyendo eritrocitos y proteína plasmática (Blood y Radostits., 1986). En la nematodiasis intestinal, las lesiones más frecuentes son: alargamiento de las criptas, engrosamiento de la lámina propia, atrofia de las vellosidades, deterioro de las uniones celulares con incremento de la permeabilidad, edema (Rojas, 1990). necrosis superficial fina, petequias, equimosis (Aiello, 1993).

- **Síntomas clínicos.** La gastroenteritis verminosa de los rumiantes, es una infección de curso agudo a crónico y que puede cursar en forma clínica o subclínica. En general, los principales síntomas son: inapetencia, menor ganancia de peso, disminución de la producción, anemia, diarrea, deshidratación (Cordero y Rojo, 1999; Eddi, 1996). La diarrea puede ser profusa acuosa y normalmente frecuente, como también puede haber poca diarrea con periodos de estreñimiento o estar ausente, en otros casos puede tener un olor pútrido, de color oscuro, frecuente o intermitente, con cuadros de deshidratación marcada que en terneros puede ser mortal (Kassai, 2002). Concurrentemente con la diarrea y la anemia, hay a menudo hipoproteinemia y edema, especialmente debajo de la mandíbula inferior (mandíbula en botella) y algunas veces a lo largo del abdomen ventral. Las infecciones severas pueden producir la muerte antes de que aparezcan los signos clínicos. Otros signos variables incluyen debilidad, pelo áspero y anorexia (Aiello, 1993).

- **Diagnóstico.** El diagnóstico puede realizarse mediante la observación de la sintomatología clínica, la utilización de técnicas específicas (biopatológicas, parasitológicas e inmunológicas) y los hallazgos de necropsia (Cordero y Rojo, 1999). El método coproparasitológico más utilizado es el de flotación fecal que se basan en las diferencias existentes en la densidad de los huevos, en relación de los residuos fecales; el mismo que permite concentrar al material parasitario en las muestras fecales; para lo cual se debe usar soluciones de flotación (saturadas con azúcar o sales). El resultado de utilizar una solución de flotación es que los huevos de parásito flotan en la superficie del líquido y las partículas de material fecal quedan en el fondo, lo que facilita la detección de los huevos de parásitos; siendo las soluciones de flotación más utilizada en veterinaria es la solución de Sheather compuesta por azúcar (Hendrix, 1999). El diagnóstico puede ser basado en el conteo de huevos por gramo de heces (Ueno y Gonçalves, 1998).

➤ **Carga parasitaria e interpretación del grado de infección (HPG).**

Tabla 1. Guía para interpretación del conteaje de huevos de helmintos en bovinos.

Helmintos	GRADO DE INFECCIÓN (HPG)		
	Leve	Moderada	Alta
Infección mixta	200	200 – 700	700
<i>Haemonchus</i>	200	200 - 500	500
<i>Ostertagia</i>	150	150 - 500	500
<i>Trichostrongylus axei</i>	50	50 - 300	300
<i>Trichostrongylus</i>	-	-	500
<i>Bunostomum</i>	20	20 - 100	100
<i>Cooperia</i>	500	500 - 3,000	3,000
<i>Cooperia punctata</i>	50	200	200
<i>Oesophagostomum radiatum</i>	50 - 150	150 - 500	500
<i>Fasciola hepatica</i>	10	10 - 25	25-50

Tomado de: Ueno y Gonçalves, 1998.

2.3. *Fasciola hepatica*

Helminto de cuerpo ancho y aplanado dorsoventralmente que mide 18-51 x 4-13 mm (Cordero y col., 1999). Afecta a vacunos, ovinos, caprinos, camélidos sudamericanos, cerdos, equinos, conejos, cuyes, venados, vizcachas, perros, gatos, etc., y aun al hombre, constituyendo una zoonosis importante (Leguía, 1991).

2.3.1. Clasificación taxonómica: *Fasciola hepatica* es un helminto que pertenece al phylum Platyhelminthes, clase Trematoda, sub clase Digenea, suborden Prosostomata, familia Fasciolidae, género *Fasciola*, especie *hepatica* (Soulsby, 1987).

2.3.2. Ciclo de vida: En el huésped definitivo, ocurre desde la ingestión de la metacercaria hasta la producción de huevos por el parásito adulto. En el bovino dura de 8 a 14 semanas y está afectado por el

estado inmunitario y por el número de metacercarias que ingiere. Los huevos (vida libre I) salen con las materias fecales al medio ambiente donde se desarrolla a miracidio, es regulada por la temperatura y humedad. En el huésped intermediario el miracidio penetra en un caracol del género *Lymnaea* y evoluciona a esporocisto, redia y cercaria en 4 a 10 semanas. Esta evolución depende del caracol, el grado de infección, humedad y temperatura. Las metacercarias (vida libre II), se produce luego de la expulsión de las cercarias por el caracol y su enquistamiento en forma infectiva denominadas metacercarias (Nari y Fiel, 2001; Quiroz, 2011).

Los rumiantes se infectan durante el pastoreo, aun en estabulación, mediante el agua de bebida o al administrar henos y ensilados mal realizados. El desenquistamiento de las metacercarias tiene lugar en dos fases. La primera o de activación acontece en el rumen y es iniciada por una alta concentración de dióxido de carbono, ambiente reductor y temperatura de 39 °C, la segunda o emergencia ocurre en el intestino delgado, por debajo de la desembocadura del conducto colédoco y es desencadenada por la bilis y por el propio parásito. Luego del desenquistamiento, las fasciolas jóvenes atraviesan la pared intestinal, pasan a la cavidad peritoneal y desde allí alcanzan el hígado (Cordero y col., 1999). Durante cinco a seis semanas, los vermes migran por el hígado, y al cabo de unas siete semanas después de la infección, comienzan a penetrar en los conductos biliares principales; a partir de este momento, se concentran en ellos en número cada vez mayor, y alcanzan la madurez sexual. A partir de la octava semana empiezan aparecer los huevos primero en la bilis y después en las heces (Soulsby, 1987).

2.3.3. Patogenia. La Fasciolosis hepática aguda y crónica está producida por diferentes estadios de *Fasciola hepatica* en el hígado. La forma

aguda se puede presentar de 5 - 6 semanas de haberse producido una ingesta de gran cantidad de metacercarias desencadenando una invasión rápida de fasciolas jóvenes en el hígado; esto causa una destrucción del parénquima hepático dando lugar a una insuficiencia hepática aguda, hepatitis traumática hemorrágica aguda, a los que hay que añadir los efectos de la hemorragia de la cavidad peritoneal, presencia de exudado serofibrinoso y disminución en la síntesis de albúmina. Las fasciolas inmaduras se alimentan de tejido hepático pero accidentalmente pueden ingerir una pequeña cantidad de sangre lo que produce una discreta anemia durante las 4 a 5 semanas de infestación (Quiroz, 2011).

La fasciolosis crónica se desarrolla lentamente debida a la actividad de las fasciolas adultas en los conductos biliares, estas producen colangitis hiperplástica, obstrucción biliar, destrucción del tejido hepático, fibrosis hepática y anemia (Quiroz, 2011).

2.3.4. Síntomas y lesiones. La presencia de pocas fasciolas exclusivamente en los conductos biliares, no provoca ninguna manifestación importante, pero las infecciones masivas causan enfermedades que son particularmente graves en los animales jóvenes pudiendo morir repentinamente por daño hepático o por invasión secundaria clostridial. Si el animal sobrevive a las lesiones, la regeneración de hígado se produce con producción de tejido fibroso nuevo, con distorsión del órgano por las múltiples cicatrices. En este estado puede aparecer anemia, debilidad, emaciación y edemas (submandibular, cuello, pecho y abdomen). En casos crónicos, los animales están anémicos o caquéticos, hay colecciones serosas en peritoneo y engrosamiento de los conductos biliares del hígado con alteraciones cirróticas (Olaechea, 2004).

2.3.5. Diagnóstico. El diagnóstico de la Fasciolosis puede realizarse mediante la observación de la sintomatología, la utilización de

técnicas específicas, como biopatológicas, parasitológicas e inmunológicas y los hallazgos de necropsia. En el diagnóstico parasitológico, se detecta huevos de la *Fasciola hepatica* en las heces de los animales sospechosos, es útil para diagnosticar la fasciolosis crónica. Se han descrito numerosos métodos desde simples extensiones hasta laboriosas técnicas cuantitativas; sin embargo la más recomendada es el método de sedimentación que se basa en la mayor densidad de los huevos de los trematodos que los detritus que se hallan en las heces, lo que permite concentrarlos en el sedimento tras repetidos lavados. La adición de un colorante de contraste al sedimento permite destacar el color amarillo dorado de los huevos (Cordero y col., 1999).

2.4. Hematocrito

Se define como la fracción de volumen que los eritrocitos ocupan dentro del total de sangre. Se obtiene al centrifugar la sangre venosa o capilar, no coagulada, determinando las cantidades relativas de eritrocitos empacados y de plasma (Schalm y col., 1995).

El procedimiento ha resultado efectivo para estimar el grado de anemia independientemente de las alteraciones de tamaño, de forma y grosor de los eritrocitos en los diversos tipos de anemia (Schalm y col., 1995).

El hematocrito es uno de los métodos más sencillos, más exactos y valiosos en la hematología. Es más útil y de confianza que el recuento de eritrocitos. Asimismo, por medio de él, así como por una medición de hemoglobina y recuento eritrocítico adecuados, pueden ser calculados los “índices absolutos” (Lynch y col., 1987).

2.4.1. Importancia Clínica

Como se mencionó, el hematocrito es una medición de la fracción volumétrica de hematíes (Bower, 1974), refiere que el hematocrito es un indicador clave del estado corporal de hidratación, anemia o

pérdida grave de sangre, así como la capacidad de la sangre de transportar oxígeno. Una lectura reducida del hematocrito puede deberse a una hiperhidratación, que aumenta el volumen plasmático, o una reducción en la cantidad de hematíes debido a anemias o a hemorragias. Un hematocrito alto puede deberse a la pérdida de fluidos, como por ejemplo debido a una deshidratación, un tratamiento con diuréticos o quemaduras, o bien a un aumento de los eritrocitos, tal y como sucede con los trastornos cardiovasculares y renales, la policitemia vera y los problemas de ventilación.

2.4.2. Determinación del Hematocrito

Existen dos métodos usuales para la determinación manual del hematocrito: El método de Wintrobe y el método del Microhematocrito. El primero se usaba hasta hace poco e incluso se lo sigue mencionando como parte de la enseñanza en diferentes centros especializados y el segundo es el que ha sido adoptado por sus innumerables ventajas frente al primer método. Estos métodos son descritos por diferentes autores (Lynch y col., 1987; Marca, 1992; Mendoza, 2000).

2.4.3. Fuentes de error en la determinación del Hematocrito

De acuerdo a lo descrito por Marca (1992) son: 1) el exceso de anticoagulante produce un falso descenso en el valor hematocrito y 2) la principal fuente de error radica en la centrifugación, proceso en el cual las plaquetas, plasma y leucocitos resultan atrapados entre las células rojas; este error es mucho mayor con el método de Wintrobe (2-8%) que con el método del microhematocrito (0,5%).

2.5. Hemoglobina

Es la proteína transportadora de oxígeno. Representa en promedio el 32% de la masa total del eritrocito. Es un compuesto cromoproteico cuya desintegración forma una fracción albuminosa llamada globina y un grupo que es el hemocromogeno, éste a su vez, al desintegrarse da lugar a una molécula férrica, la hemosiderina, y a un grupo tetrapirrólico, del cual se deriva el pigmento biliar o bilirrubina (Schalm y col, 1995).

La hemoglobina es una proteína con un peso molecular aproximado de 66,000 moles. Su contenido de hierro es de 0.335% ó 3.35 mg por gramo de hemoglobina. La capacidad de oxígeno es de 1.36 cc por gramo de hemoglobina (Schalm, 1964).

La hemoglobina es el mejor índice para medir la capacidad transportadora de gases, tanto para oxígeno como para bicarbonato por parte del eritrocito. Tanto la concentración de hemoglobina como el hematocrito representan en forma directa el número de eritrocitos (Schalm y col., 1995).

Desde el punto de vista de la evaluación de la integridad hematológica, la determinación de hemoglobina es superior al hematocrito y al recuento de eritrocitos. Las enfermedades relacionadas con los eritrocitos (especialmente los síndromes anémicos) están definidas por la concentración de la hemoglobina (Schalm y col., 1995).

Cuando los eritrocitos son destruidos, la hemoglobina contenida en éstos se fija en las células del sistema reticuloendotelial como puede verse en los cortes de bazo, en las hemólisis experimentales o patológicas, en forma de granulaciones parduscas. Este pigmento se desintegra y el hierro resultante se almacena. En el momento oportuno es transportado por los monocitos a los órganos eritropoyéticos para la formación de nuevos hematíes (Schalm, 1964).

La formación de la bilirrubina era atribuida exclusivamente a la célula hepática. Hoy, la experimentación ha demostrado que puede producirse fuera del hígado en los puntos donde el sistema reticuloendotelial puede producir fagocitosis y desintegrar hematíes, y que el mismo hígado fabrica la bilirrubina precisamente porque hace parte de aquel sistema, con sus células de Kuffer, quedando reducido el papel de la célula hepática a un filtro para la bilirrubina, así como la célula renal lo hace con la urea (Schalm, 1964).

La globina se produce continuamente a partir de proteínas lábiles del organismo y de residuos aminoácidos. Los métodos más exactos para determinar la hemoglobina, se fundamentan en la determinación química del contenido en hierro o capacidad de oxígeno (Schalm, 1964).

Debe recordarse que un animal puede tener un déficit significativo en el total de hemoglobina circulante en presencia de un recuento rojo, una hemoglobina y un hematocrito normales. Esta situación se presenta, por ejemplo, en la hemorragia aguda súbita, cuando el paciente puede perder un porcentaje muy considerable de sangre entera, sin que los valores de concentración hayan experimentado alteración. Por otra parte, en estados tales como el embarazo, la masa total de hemoglobina circulante puede ser normal, pero, los valores de concentración pueden estar disminuidos, porque el volumen plasmático se ha expandido (Schalm y col., 1995).

2.5.1. Importancia Clínica

La hemoglobina es el componente principal de los eritrocitos y es uno de los mejores índices para medir la capacidad transportadora de gases (oxígeno y bicarbonato), por el eritrocito (Carmona-Fonseca, 2003).

Sólo cuando el hierro de la hemoglobina está en estado bivalente ferroso (Fe^{2+}), transporta oxígeno (O^2) u óxido carbónico (CO^2); oxidado a estado trivalente férrico (Fe^{3+}) no se une a ninguno de los dos y se llama metahemoglobina o hemoglobina. Cuando lleva O^2 forma oxihemoglobina (HbO^2) y cuando no lo lleva, pero sigue con hierro bivalente ferroso, se llama desoxihemoglobina o simplemente, hemoglobina. La mayor parte del hierro corporal está en la hemoglobina (Tortora y Reynolds, 1996; Carmona-Fonseca, 2003).

Un grave trastorno conocido como anemia de células falciformes (ACF) se debe a un defecto genético resultado de la sustitución de dos de los 574 aminoácidos de la hemoglobina. La sustitución del aminoácido polar glutamato por el aminoácido no polar valina en una posición en cada una de las cadenas beta reduce en gran medida la solubilidad de la hemoglobina desoxigenada en el agua. Cuando esta hemoglobina anormal se expone a una concentración baja de oxígeno, forma cristales que deforman los eritrocitos en una forma característica de hoz, éstos son más rígidos y pueden quedar atrapados en los capilares pequeños (Tortora y Reynolds, 1996).

Las concentraciones normales de hemoglobina varían en función de: a) la altura sobre el mar (mayor concentración a más altura), b) el sexo (los machos poseen cantidades mayores que las hembras), c) la edad (animales tiernos poseen mayor concentración de hemoglobina), d) el método de medición (métodos manuales versus métodos electrónicos) (Cunningham, 1995; Carmona-Fonseca, 2003), y e) deficiencia de algunos minerales (hierro, cobalto, cobre), dietas pobres en proteínas, ingestión excesiva de col forrajera, incluso distomatosis (Allen y col., 1976).

La determinación de la concentración de hemoglobina en los diferentes sujetos en estudio nos permite realizar estudios científicos sobre anemia y para determinar su prevalencia en encuestas de salud pública y animal (Gonzales, 2005).

2.5.2. Funciones de la Hemoglobina

La hemoglobina cumple las siguientes funciones: 1) transporte del oxígeno de los pulmones a los tejidos y del bióxido de carbono de los tejidos a los pulmones, y 2) participación en la regulación ácido básica eliminando CO^2 en los pulmones y amortiguando los cambios de PH por acción de los grupos histidimidazol de la hemoglobina (Lynch y col., 1987; Cunningham, 1995).

2.5.3. Hemoglobina calculada usando como referencia el Hematocrito

En la actualidad, diferentes laboratorios clínicos, vienen haciendo uso de métodos electrónicos o cálculo matemático para obtener la concentración de hemoglobina a partir de la medición del hematocrito (microhematocrito) (CLSI, 2000).

El sistema descrito por CLSI (2000), proporciona un resultado electrónico calculado de hemoglobina que se determina de la siguiente manera:

$$\text{Hemoglobina (g/dL)} = \text{hematocrito (\% de PCV)} \times 0,34$$

$$\text{Hemoglobina (g/dL)} = \text{hematocrito (fracción decimal)} \times 34$$

Indudablemente los métodos electrónicos con equipos automáticos o semiautomáticos tienen mayores ventajas que los métodos manuales, debido a que fundamentalmente se obtiene mayor precisión analítica y mayor rapidez en el análisis de las muestras, lo que los hace prácticamente imprescindibles cuando hay una demanda importante (Lynch y col., 1987).

Cuando la determinación de las concentraciones de hemoglobina se hace mediante cálculo matemático manual, éstas se obtienen basadas en algunas consideraciones fisiológicas manifestadas por diferentes autores; en primer lugar partimos del concepto que los eritrocitos contienen a la proteína denominada hemoglobina, la cual funciona como el portador primario de oxígeno y del dióxido de carbono de la sangre (Cunningham, 1995).

El contenido hemoglobínico de los eritrocitos, en volumen, es de 30 a 35% con un promedio de 33%, excepto en casos de enfermedad en que hay defectuosa utilización del hierro. Así mismo, afirma que a causa de esta íntima relación entre contenido de hemoglobina y hematocrito, es posible obtener el valor aproximado de la hemoglobina partiendo del hematocrito, dividiendo ésta por 3 (Schalm, 1964).

Por otro lado Guyton (1992), dice que los eritrocitos tienen capacidad de concentrar hemoglobina en su líquido celular hasta un valor aproximado de 34 g/dL de células rojas. La concentración de hemoglobina nunca supera este valor, que parece ser el límite metabólico de la capacidad de la célula para formar este compuesto. Tortora y Reynolds (1996), afirman que la hemoglobina constituye cerca del 33% del peso celular eritrocitario, Carmona-Fonseca (2003), González (2005), indican que la hemoglobina representa en promedio el 32% de la masa total del eritrocito.

En un estudio realizado en la Campiña de Cajamarca, para obtener la concentración de la hemoglobina a partir del hematocrito se realizó a partir de la fórmula planteada por el CLSI (2000), en 100 vacunos lecheros Holstein, divididas en cuatro categorías de 25 animales: obteniendo los siguientes promedios: vaquillas 32%, vacas en producción 34% y vacas en seca 34%. Los promedios para hemoglobina y hematocrito fueron similares en los cuatro

grupos. Obteniendo un promedio igual para todos los animales en 33.4% (Ruiz, 2009). Donde el calculado de hemoglobina para nuestro medio es 33.4 % y se determina de la siguiente manera:

$$\text{Hb (g/dL)} = \text{Hto (\%)} \times \text{factor de concentración hemoglobínico (g/dL)}$$

$$\text{Hemoglobina (g/dL)} = \text{Hematocrito (\%)} \times 0,334$$

2.5.4. Valores referenciales de Hemoglobina y Hematocrito en bovinos

Según Oscar y Schalm (1964), los valores normales para bovinos son los siguientes:

Parámetro	Rango
Hemoglobina (g/100 ml)	8.0 – 15.0
Hematocrito (%)	25 – 45

Los valores hematológicos normales en bovinos según Merck (2000), son los siguientes:

Parámetro	Rango
Hemoglobina (g/dl)	8.0 – 15.0
Hematocrito (%)	24 – 46

En un estudio realizado por Marquina (1988), en 150 bovinos criollos donde obtuvo las siguientes constantes hematológicas para bovinos criollos en la ciudad de Cajamarca. Los valores referenciales han sido calculados mediante el Método de los Promedios ($\bar{x}=2DE$).

PARÁMETRO	PROMEDIO ± D.E	VALORES EXTREMOS	VALORES REFERENCIALES
Hematocrito (%)	35 ± 4	26 – 45	27 – 43
Hemoglobina (g/ dl)	12.89 ± 1.67	9.20 – 16.50	9.5 – 16.2

En un estudio realizado por Mendoza (2000), en 107 vacunos Holstein criados en la campiña de Cajamarca. Establece los siguientes valores de referencia para todos los animales en estudio.

Parámetro	Rango
Hemoglobina (g/dl)	8.6 – 13.3
Hematocrito (%)	25.7 – 40.5

En un estudio realizado se determinó los valores hematológicos del bovino criollo Mixteco, en un centro de acopio en Tlacotepec de Benito Juárez, Puebla, México, se tomaron 35 muestras sanguíneas de bovinos criollos machos con un promedio de 17.3 meses de edad. Los valores obtenidos son normales en el rango establecido por el equipo de análisis; al comparar con los reportados de otras razas, el bovino criollo, en este estudio, presenta valores marginales inferiores (Serrano y col., 2004).

Parámetro	$\bar{X} \pm DE$
Hemoglobina (g/dL)	9.98 \pm 0.93
Hematocrito (%)	31.27 \pm 3.5

2.6. Relación de los parámetros hematológicos y el nivel de infección parasitaria en bovinos

En un estudio realizado en la ciudad de Bolivia, en la Estación Experimental del INIA, se realizó un estudio sobre el grado de infestación por estróngilos digestivos y la condición corporal de 42 bovinos de la raza Criolla. Se observaron recuentos elevados de huevos por gramo de heces de estróngilos digestivos (hpg) en animales con condición corporal $\leq 2,5$ y el menor valor de hematocrito 31,5 %, lo que indica que estos animales pueden ser considerados acumuladores de parásitos o de mayor susceptibilidad, mientras que los animales con altas cargas de parásitos,

buena condición corporal y hematocrito normal 34,5 %, pueden ser considerados resilientes. Los animales no acumuladores de parásitos y los resilientes presentaron valores de hematocrito similares (Morales y col., 2006).

En un estudio de 54 bovinos, fenotípicamente clasificados en tres grupos predominantemente: Holstein, Pardo Suizo y Cebú, a razón de 18 animales en cada grupo. Se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre los valores del número de huevos por gramo de heces (hpg) de *estrongilidos* digestivos en los animales clasificados por sexo ($P < 0,05$), correspondiéndole las mayores cargas a los machos. Los valores del hematocrito de los machos fueron inferiores a los de las hembras, aunque dichas diferencias no tuvieron significación estadística. Se encontró una correlación positiva y significativa ($r_s = 0,69$, $P < 0,05$) entre la prevalencia de *estrongilidos* gastrointestinales y el porcentaje de animales con altas cargas (acumuladores de parásitos). Mientras que se encontró una correlación negativa y significativa entre el hpg de *estróngilos* digestivos y la edad ($r_s = - 0,52$, $P < 0,05$) (Morales y col., 2001).

Los *estrongilidos* digestivos en bovinos independientemente de la raza o el sexo, algunos animales resultaron siempre negativos (o en el 80% de las veces) a la coproparasitología y cuando se diagnosticaron positivos, nunca sobrepasaron el nivel de infección leve (Morales y col., 2001).

2.7. Anemia

La anemia es un proceso caracterizado por una disminución en el número de eritrocitos circulantes en sangre, una reducción del contenido de hemoglobina en estas células o ambos factores a la vez. Puede ser provocada por pérdida, destrucción excesiva o producción disminuida de este tipo celular (Coles, 1986). La anemia no es una enfermedad sino un signo de enfermedad subyacente, resultando importante estudiar el tipo

de anemia para determinar su causa y de esta manera poder aplicar un tratamiento adecuado (Duran, 2006; Sandoval y col., 2009).

2.7.1. Clasificación de las anemias

Para caracterizar y clasificar las anemias es necesario calcular los índices eritrocitarios, debido a que estos permiten definir el tamaño y el contenido de hemoglobina de los eritrocitos. El volumen corpuscular medio (VCM) indica la medida de los eritrocitos. Una anemia con un VCM normal, alto o disminuido, se clasifica como normocítica, macrocítica o microcítica, respectivamente. La concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) indica la concentración de hemoglobina por unidad de volumen del eritrocito. Aporta información similar a la hemoglobina corpuscular media (HCM), pero se considera más adecuado. Una anemia con una CHCM normal o disminuida se clasificaría normocrómica o hipocrómica, respectivamente (Valle, 2008).

La anemia Microcítica/Hipocromica o anemia ferropénica es indicativo de una deficiencia de hierro, esta deficiencia puede deberse a: 1) un incremento de sus requerimientos, 2) una ingesta disminuida, 3) problemas intestinales que limitan su absorción, ó 4) pérdidas excesivas (Sandoval y col., 2005).

La anemia Normocítica/Normocromica se observa principalmente en aquellos casos donde se producen hemolisis o pérdida de eritrocitos (anemias hemolíticas o hemorrágicas). Este tipo de anemia ha sido descrita en animales de experimentación como consecuencia de infestaciones graves por hemoparásitos o helmintos gastrointestinales (Mandonnet, 1995).

Una clasificación basada en la patogénesis sería: anemias hemolíticas, anemias hemorrágicas, anemias aplásicas y anemias nutricionales (Doxey, 1987). Las anemias hemorrágicas se deben,

entre otras causas, a pérdidas significativas de sangre por lesiones gastrointestinales secundarias a parasitismo por vermes hematófagos (Morales y col., 2002).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN DEL TRABAJO DE INVESTIGACIÓN

El presente trabajo se realizó en los Laboratorios de Fisiología Animal y Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, con muestras colectadas de 50 bovinos criollos del matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca entre los meses de febrero y marzo del 2016 (Anexo 1, Fig.1).

Presenta las siguientes características geográficas y climatológicas¹:

Altitud	: 2 678 msnm
Latitud sur	: 7° 09'49"
Longitud Oeste	: 78°30'00"
Clima	: Templado seco
Temperatura promedio anual	: 14.75°C
Temperatura mínima promedio anual	: 8.5°C
Temperatura máxima promedio anual	: 20.8° C
Precipitación pluvial anual	: 878.5 mm
Humedad relativa promedio anual	: 68.3%
Presión barométrica	: 743.6 milibares

¹ Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología (SENAMHI – CAJAMARCA) 2016

3.2. MATERIALES Y EQUIPOS

3.2.1. Material biológico. 50 bovinos criollos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca sin considerar edad, sexo y estado fisiológico (Anexo 1, Fig. 2).

3.2.2. Material y equipo de laboratorio:

A. Material para laboratorio de Fisiología Veterinaria

- Centrífuga TRIAC, Clay Adams (15,000 rpm) para hematocrito.
- Tabla para lectura de microhematocrito.
- Tubos Vacutainer® con anticoagulante EDTA².
- Equipo para extracción de sangre (sistema al vacío)³: Soporte y agujas 1,5 x 18 G.
- Tubos capilares heparinizados.
- Alcohol 90°; Algodón.
- Plastilina; Gradillas.

B. Material para el Laboratorio de Parasitología

B.1. Material para el diagnóstico de nematodos

- Balanza de precisión para pesar gramos.
- Solución saturada de cloruro de sodio.
- Vasos de plástico de 80 ml de capacidad.
- Probeta de 100 ml de capacidad.
- Cámara Mc Master.
- Tubos de ensayo de 15 ml.
- Embudo con malla.
- Centrífuga.
- Microscopio de luz.
- Gotero.

² VACUETTE®, K3 EDTA K3, Greiner Bio-One NA. Inc. 4238 Capital Drive, Monroe, NC 28110. Made in USA.

³ VENOJECT®, Terumo Corporation, Tokio, Japon.

B.2. Material para el diagnóstico de *Fasciola hepatica*

- Balanza de precisión de medición en gramos.
- Vasos de plástico de 400 ml de capacidad, 8 cm de diámetro superior, 6 cm de diámetro inferior, 10.5 cm de altura.
- Vasos de vidrio cónico de 260 ml de capacidad, 7 cm de diámetro superior, 2 cm de diámetro inferior, 12 cm de altura.
- Embudo de 8 cm de diámetro de apertura, con malla metálica de 5.5 cm de diámetro, 80 hilos /pul, 213 micras de orificio.
- Placas Petri de 10 centímetros de diámetro, 1 cm de altura, marcadas con líneas paralelas de 1 centímetro de separación.
- Baguetas.
- Estereoscopio con luz incorporada.
- Agitador eléctrico (batidora eléctrica).
- Estilete.
- Lugol parasitológico fuerte (10 g de yoduro de potasio + 5 g de iodo metálico mezclado en 100 ml de agua).

C. Otros

- Mandil.
- Guantes de látex para examen.
- Cámara fotográfica digital.
- Bolsas de polietileno.
- Lapicero de tinta indeleble.
- Cuaderno de apuntes.
- Detergente.
- Papel toalla.
- Agua potable.
- Cronómetro.

3.3. METODOLOGÍA

3.3.1 Obtención de las muestras: Las muestras de sangre y heces fueron tomadas simultáneamente de cada animal (Anexo 1, Fig. 3 y 4).

- **Sangre.** Se obtuvo 3 ml de sangre de cada animal en tubos Vacutainer® con anticoagulante EDTA, mediante la venopunción coccígea.
- **Heces.** Fueron tomadas directamente del recto del animal aproximadamente 100 g de heces en bolsas de polietileno.

Ambas muestras fueron identificadas adecuadamente y conducidas a los Laboratorios de Fisiología y Parasitología Veterinaria de la Universidad Nacional de Cajamarca, para los respectivos análisis.

3.3.2 Procesamiento de las muestras

A. Muestras de sangre

- **Hematocrito.** Se determinó mediante el método del microhematocrito por centrifugación (Lynch y col., 1987). (Anexo 2, Fig. 5 a 9)

Técnica:

1. Tomar la muestra en capilar heparinizado directamente del tubo Vacutainer® con anticoagulante EDTA.
2. Ocluir (tapar) el extremo con plastilina.
3. Colocar el capilar sobre la plataforma del cabezal de la microcentrífuga, con el extremo ocluido adherido al reborde externo de la plataforma.
4. Centrifugar por 5 minutos por 15000 rpm.
5. Para leer el resultado, se coloca el capilar sobre la tabla de interpretación de microhematocrito.

- **Hemoglobina.** Se realizó mediante el cálculo usando el factor 0,334 descrito por (Ruiz, 2009). Usando la siguiente fórmula:

$$\text{Hemoglobina (g/dL)} = \text{hematocrito (\%)} \times 0,334.$$

B. Muestras de heces

B.1. Nematodos gastrointestinales: Se determinó mediante la Técnica Microscópica Cuantitativa de Mc Master (Reyes y Valdivia, 2005). Se utilizó la solución saturada de cloruro de sodio. (Anexo 3, Fig. 10 a 19).

Técnica:

1. Pesar 3 g de heces en un vaso.
2. Agregar 42 ml de agua y homogenizar la muestra.
3. Colar y transferir a un tubo de 15 ml.
4. Centrifugar a 1500 rpm por 5 minutos.
5. Eliminar 2/3 del sobrenadante.
6. Resuspender el sedimento con solución saturada de cloruro de sodio.
7. Centrifugar a 1500 rpm por 5 minutos.
8. Con ayuda de un gotero tomar el volumen suficiente y llenar los 2 compartimentos de la cámara de Mc Master. Evitar la formación de burbujas.
9. Dejar reposar en la cámara 3 minutos.
10. Observar al microscopio con el objetivo 10x.
11. El conteo de huevos se realizó en todo el contorno de la cámara de Mc Master para determinar el hpg.

B.2. *Fasciola hepatica*: Se determinó mediante la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel (Anexo 4, Fig. 20 a 25). Esta técnica se utiliza como

diagnóstico cuantitativo (hpg) de huevos de *Fasciola hepatica* en heces de bovino (Rojas y col., 2013).

Técnica:

1. Homogenizar la muestra de heces.
2. En un vaso de plástico de 400 ml de capacidad, pesar 1 g de heces.
3. Agregar aproximadamente 200 ml de agua, homogenizar la muestra con batidora eléctrica por aproximadamente 10 segundos.
4. Pasar por un embudo con malla metálica de 80 hilos por pulgada hacia otro vaso de vidrio de forma cónica de 260 ml de capacidad, agregar agua hasta llenar a 1 cm del borde del vaso.
5. Dejar reposar por 5 minutos.
6. Decantar el sobrenadante dejando aproximadamente 15 ml de sedimento en el vaso.
7. Colocar 3 gotas de lugol fuerte y esperar 5 minutos para colorear los huevos.
8. Vaciar el sedimento a una placa petri rayada y observar al esteroscopio a 16 aumentos (1,6x de objetivo por 10x de ocular), o al microscopio a menor aumento. Utilizar el estilete para separar fibras vegetales y observar óptimamente a los huevos de fasciolas.

3.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Para calcular la relación entre los valores de hematocrito y hemoglobina, según nivel de infección (leve, moderada, y alta) por nematodos gastrointestinales y *Fasciola hepatica* en bovinos criollos, se utilizó el análisis de varianza de Kruskal- Wallis, para estudios no paramétricos (Morales y Pino, 1995). A un nivel del 95% de significancia con una probabilidad menor a 0,05.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

Cuadro 1. Promedio de los valores de hematocrito y hemoglobina de 50 bovinos criollos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca en el año 2016. Sin considerar el análisis coproparasitológico.

Variables hematológicas	$\bar{X} \pm DE$	Coefficiente de variación
Hematocrito (%)	32,2 \pm 4,2	12,9
Hemoglobina (g/dl)	10,7 \pm 1,4	12,9

Cuadro 2. Número y porcentaje de animales infectados por nematodos gastrointestinales y *Fasciola hepatica*, de 50 bovinos criollos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca - 2016.

Condición	Nematodos gastrointestinales	%	<i>Fasciola hepatica</i>	%
Nº de animales positivos	22	44	31	62
Nº de animales negativos	28	56	19	38
Total	50	100	50	100

Cuadro3. Número de animales según el nivel de infección a nematodos gastrointestinales (Estrongilidos) y *Fasciola hepatica* en 50 bovinos criollos conducidos al matadero de la Municipalidad Provincial de Cajamarca - 2016.

Condición	Niveles de infección*			Total
	Leve	Moderada	Alta	
a) Nematodos	22	---	---	22
b) <i>Fasciola hepatica</i>	20	11	---	31

- a) *Leve: hasta 200 hpg.
 Moderada: 200 a 700 hpg.
 Alta: > 700 hpg.
- b) *Leve: hasta 10 hpg.
 Moderada: 10 a 25 hpg.
 Alta: > 25 hpg.

Cuadro 4. Valores de hematocrito y hemoglobina según la infección de 50 bovinos criollos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca, según condición.

Condición	Nº de animales	Hematocrito (%)	Hemoglobina (g/dl)
Nematodos	22	32,8 ^a	10,9 ^a
<i>Fasciola hepatica</i>	31	30,8 ^b	10,3 ^b
Nematodos más <i>Fasciola hepatica</i>	11	30,2 ^c	10,1 ^c

Letras diferentes en una misma columna indican diferencia (P<0,05)

Cuadro 5. Valores de hemoglobina y hematocrito según condición, en 50 bovinos conducidos al matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca - 2016.

Condición	Nº de animales	Porcentaje (%)	Hematocrito (%)	Hemoglobina (g/dl)
Negativos	8	16	32,3	10,8
Positivos	42	84	32,0	10,7
• Nematodos	11	26	35,3	11,4
• <i>Fasciola hepatica</i>	20	48	31,2	10,4
• Nematodos más <i>Fasciola hepatica</i>	11	26	30,2	10,1
Total	50	100		

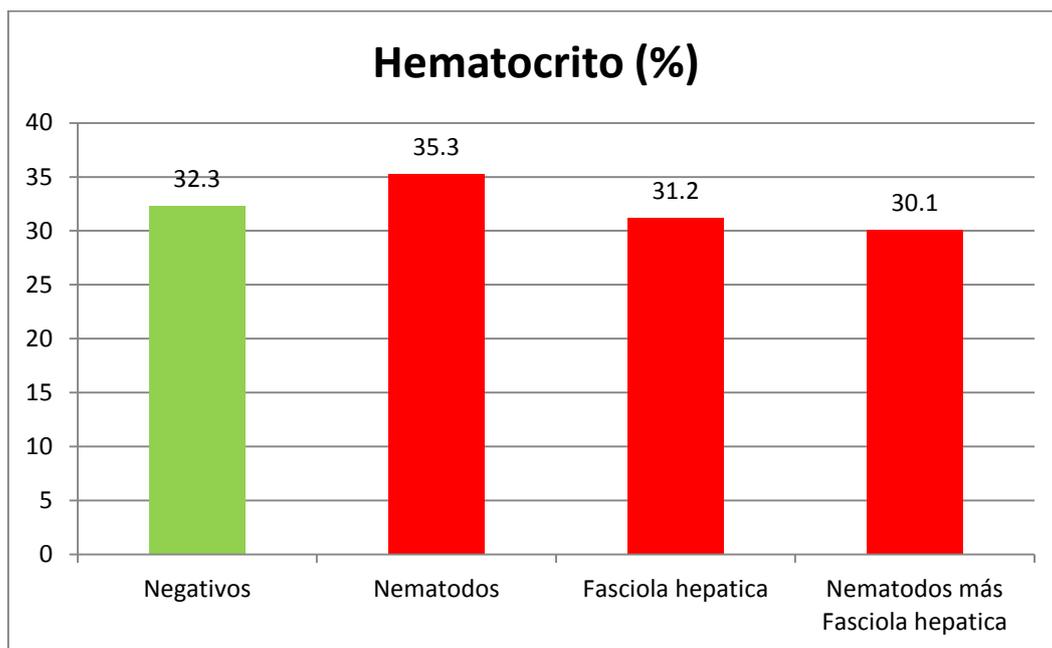


Figura 1. Valores de hematocrito en bovinos criollos positivos a la infección parasitaria, en relación a los negativos.

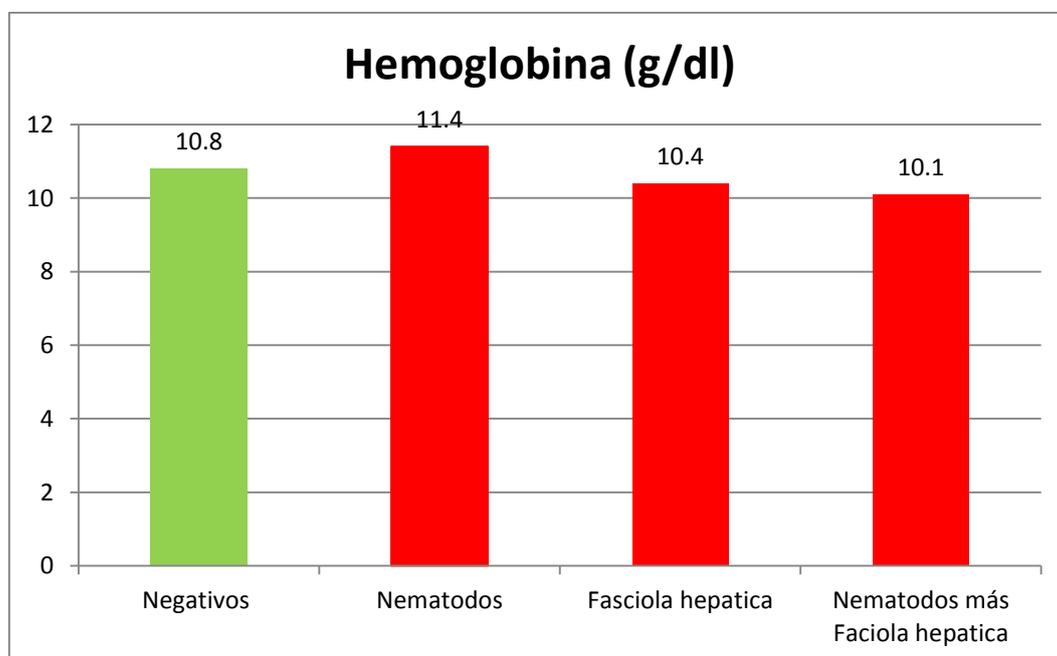


Figura 2. Valores de la hemoglobina en bovinos criollos positivos a la infección parasitaria, en relación a los negativos.

Cuadro 6. Relación de hematocrito y hemoglobina con el nivel de infección por nematodos gastrointestinales, *Fasciola hepatica* y nematodos más *Fasciola hepatica* en bovinos criollos, mediante la prueba de Kruskal-wallis, a un nivel del 95% de significancia y una $P < 0,05$.

	Hematocrito (%)		
	Nematodos	<i>Fasciola hepatica</i>	Nematodos más <i>Fasciola hepatica</i>
Nivel crítico	0,256 ^a	0,163 ^b	0.013 ^c
	Hemoglobina (g/dl)		
	Nematodos	<i>Fasciola hepatica</i>	Nematodos más <i>Fasciola hepatica</i>
Nivel crítico	0,256 ^a	0,163 ^b	0.013 ^c
Relación	No existe	No existe	Si existe

- Puesto que el nivel crítico (0,256) es mayor a 0,05; tanto para hematocrito y hemoglobina según el nivel de infección por nematodos gastrointestinales (estrongilidos), no existe relación.
- Puesto que el nivel crítico (0,163) es mayor a 0,05; tanto para hematocrito y hemoglobina según el nivel de infección por *Fasciola hepatica*, no existe relación.
- Puesto que el nivel crítico (0,013) es menor a 0,05; tanto para hematocrito y hemoglobina según el nivel de infección por nematodos gastrointestinales (estrongilidos) más *Fasciola hepatica*, si existe relación.

CAPÍTULO V

DISCUSIÓN

Según Mandonnet (1995), Morales y col. (2001) y Quiroz (2011); la anemia es una manifestación frecuente en numerosas enfermedades parasitarias, que puede ser producida por la acción hematófaga de parásitos como *Haemonchus*, *Oesophagostomum*, *Fasciola hepatica*, o incluso como consecuencia de pérdidas de sangre debidas a las lesiones provocadas por los parásitos, influyen directamente sobre los parámetros hematológicos. Las concentraciones de hemoglobina y hematocrito son ayuda diagnóstica para determinar anemia; sin embargo nuestros resultados no concuerdan con estos autores, obteniendo los valores hematológicos dentro de los rangos normales en bovinos criollos con infección leve a nematodos gastrointestinales y con infección leve y moderada a *Fasciola hepatica*; se evidenció una disminución tanto en hematocrito como hemoglobina (Figuras 1 y 2), en los bovinos infectados por *Fasciola hepatica* y nematodos más *Fasciola hepatica*, frente a los bovinos que dieron negativos a los análisis coproparasitológicos, aunque permanecieron dentro de los valores referenciales establecidos por Marquina (1988).

En nuestro estudio, en 50 bovinos criollos se encontró infección leve a nematodos gastrointestinales (Estrongilidos) según el hpg (Cuadro 3). Sin embargo Bolaños (2013), determinó la relación de la carga parasitaria mixta de nematodos estrongilidos adultos observados a la necropsia y el número de huevos por gramo de heces (hpg). Utilizó 09 bovinos menores de 18 meses de edad, positivos a infección natural a nematodos estrongilidos, obteniendo los niveles de infección leve, moderada y alta.

En nuestro estudio, en 50 bovinos criollos se encontró infección leve y moderada a *Fasciola hepatica*, según el hpg (Cuadro 3). Sin embargo, Acuña

(2013) determinó la relación del número de *F. hepatica* adultas observadas a la necropsia y el número de fasciolas estimadas a partir del hpg. Utilizó 50 bovinos menores de 18 meses y 50 mayores de 18 meses, infectados naturalmente con *F. hepatica* y con una carga parasitaria igual o mayor a 1 hpg. Encontrando infección leve, media y alta tanto para bovinos menores y mayores de 18 meses.

Los estrongilidos digestivos en bovinos, independientemente de la raza o el sexo, algunos animales resultaron siempre negativos (o en el 80% de las veces) a la coproparasitología y cuando se diagnosticaron positivos, nunca sobrepasaron el nivel de infección leve según Morales y col. (2001). En este estudio concordamos con el autor ya que se encontró infección leve a nematodos gastrointestinales en bovinos criollos (Cuadro 3).

En bovinos criollos se observaron recuentos elevados de huevos por gramo de heces de estróngilos digestivos (hpg) en animales con condición corporal $\leq 2,5$ y el menor valor de hematocrito 31,5 %, lo que indica que estos animales pueden ser considerados acumuladores de parásitos o de mayor susceptibilidad, mientras que los animales con altas cargas de parásitos, buena condición corporal y hematocrito normal 34,5 %, pueden ser considerados resilientes. Los animales no acumuladores de parásitos y los resilientes presentaron valores de hematocrito similares (Morales y col., 2006). En nuestro estudio no se tomó en cuenta la edad ni la condición corporal en bovinos criollos, tampoco se encontró carga parasitaria alta, y no se encontró disminuidos los valores de hematocrito y hemoglobina teniendo una infección leve para nematodos gastrointestinales con un hematocrito de 32,8 % y la hemoglobina 10,9 g/dl (Cuadro 4), estando dentro de los valores referenciales para la zona; según Marquina (1988).

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES

Al finalizar la presente investigación se llegó a las siguientes conclusiones:

- 6.1. La concentración de la hemoglobina fue 10,7 g/dl y el valor del hematocrito fue 32,2%, en 50 bovinos criollos conducidos al matadero de la Municipalidad Provincial de Cajamarca; los mismos que están dentro de los valores referenciales para bovinos criollos de Cajamarca.
- 6.2. La infección de bovinos criollos conducidos al matadero de la Municipalidad Provincial de Cajamarca fue el 22% (11/50), a nematodos gastrointestinales.
- 6.3. La infección de bovinos criollos conducidos al matadero de la Municipalidad Provincial de Cajamarca fue el 40% (20/50), a *Fasciola hepatica*.
- 6.4. La infección de bovinos criollos conducidos al matadero de la Municipalidad Provincial de Cajamarca fue el 22% (11/50), a nematodos gastrointestinales más *Fasciola hepatica*.
- 6.5. Se determinó infección leve en bovinos criollos con infección a nematodos gastrointestinales ($P < 0,05$), e infección leve y moderada en aquellos con infección a *Fasciola hepatica* ($P < 0.05$), además no existe relación significativa entre la infección leve y moderada con los valores de hematocrito y hemoglobina, respectivamente.
- 6.6. En la infección de bovinos criollos por nematodos más *Fasciola hepatica* (infección mixta), se aprecia una relación significativa ($P < 0,05$) con los valores de hematocrito y hemoglobina.

CAPÍTULO VII

LISTADO DE REFERENCIAS

Acuña, E. 2013. Relación entre huevos por gramo de heces y número de *Fasciola hepatica* adultas en bovinos criollos beneficiados en el Camal Distrital Baños del Inca-Cajamarca. Tesis para optar Título Profesional de Médico Veterinario. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. Cajamarca-Perú. Pp 21-24.

Aiello, S. 1993. El Manual de Merck de Veterinaria. 4ª Edición. Editorial Océano. España. pp 238 - 240; 248.

Allen, W., Manston, R., Payne, J., Rowlands, G. y Samson, B. 1976. The Compton metabolic profile test. *Vet. Rec.* **98**: pp 451- 456.

Bolaños, S. 2013. Relación de nematodos Strongilidos adultos con el número de huevos en bovinos criollos menores de 18 meses de edad en Cajamarca. Tesis para optar Título Profesional de Médico Veterinario. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. Cajamarca-Perú.pp22-26.

Basso, N., Calzetta, E., Dughetti, R., Gimenez, R., Perez, G., Rosa, A., Welch, E. 1987. Fundamentos de Parasitología Veterinaria, 1ª edición, Edit. Hemisferio Sur, Argentina. p17.

Blood, D. y Radostits, O. 1986. Medicina Veterinaria. 6ª Edición. Editorial Interamericana McGraw-Hill. México. pp1019 -1025.

Bower, J., Ackerman, P. y Toto, G. 1974. Evaluation of Formed Elements of Blood, in Clinical Laboratory Methods. The C.V. Mosby Company. St. Louis, EE.UU.

Carmona-Fonseca, J. 2003. Valores de referencia de hemoglobina y hematocrito en una población laboral colombiana. *Acta Médica Colombiana*. Vol. 28. 2: pp63-70.

Coles, L. 1986. Veterinary Clinical Pathology. (4^a Ed.) Saunders. Philadelphia. pp103 –105.

Cordero, M. y Rojo, F. 1999. Parasitología Veterinaria, 1^a Edición. Madrid-Editorial McGraw-Hill. España. pp237; 242 – 248.

Cordero, M., Rojo, F., Martínez, A., Sánchez, M., Hernández, S., Navarrete, I., Diez, P., Quiroz, H., Carvalho, M. 1999. Parasitología Veterinaria. 1a Edición, Editorial Mcgraw-Hill-Inteamericana. Madrid, España. pp260 – 628.

Cundiff, L. 1985. Quantitative genetic approaches to breeding for genetic resistance to disease in cattle. Characterization of the bovine immunosystem and the genes regulating expression of immunity with particular reference to their role in disease resistance (Proceeding). Published by the College of Veterinary Medicine, Washington State University. p 217.

Cunningham, J. 1995. Fisiología Veterinaria. 1^a Ed. Editorial Interamericana, S.A.- Mc Graw – Hill, México D.F., México. p226.

Clinical Laboratory Standard Institute (CLSI). 2000. Procedure for Determining Packed Cell Volume by the Microhematocrit Method; Approved Estándar. 3^a. Ed. CLSI document H7-A3 (ISBN 1-56238-413-9). CLSI, 940 West Valley Road, Suite, Wayne, Pennsylvania 19087-1898 USA.

Doxey, D. 1987. Patología clínica y procedimientos de diagnóstico en veterinaria. Manual Moderna. 2^a Ed. México. pp184-187.

Duran, F., Roldan, C., Martínez, H. y Duran, L. 2006. Patología en los sistemas y aparatos de los animales (anemia). In: Vademécum Veterinario. Ed. Grupo Latino LTDA. pp182-193.

Eddi, C. 1996. Parásitos gastrointestinales, patogénesis, epidemiología y control; epidemiología y control de la fasciolosis bovina. Memoria del II Foro Internacional sobre infecciones Parasitarias de los bovinos. 3º Congreso de Ciencias Veterinarias, Maracay. Vol.1, Nº 3. pp 9-15.

Gray, G. 1987. Genetic resistance to haemonchosis in sheep. Parasitol Today; pp 253-255.

Georgiev, V. y Denev, Y. 1981. Etiology and Epizootiology of Gastrointestinal Strongylatosis in Sheep. Veterinarno Medikinski Nauki. 18 (4): pp 22-24.

Gogolin, K., Maddox, J., Fabb, S., Brandon, M. 1992. Genetic markers for the selection of parasite resistance in livestock in animal parasite control utilizing biotechnology. Edited by: W.K. Yong, CRC Press, U.S.A., pp.407-56.

Gonzalez, C. 2005. El Eritrograma. Universidad de Antioquia. Disponible en: <http://kassandra.udea.edu.co/lms/moodle19/mod/resource/view.php?id=3526>
Consultado el 5 de setiembre 2015. pp14 -28.

Guyton, A. 1992. Tratado de Fisiología Médica. 8v. Ed. Editorial Interamericana – McGraw-Hill. Madrid, España.

Hendrix, Ch. 1999. Diagnóstico Parasitológico Veterinario, 2a Edición. Editorial Harcourt Brace. España. pp13; 255.

INEI. 2012. Resultados definitivos del IV Censo Nacional Agropecuario. pp46-48. Disponible en: http://proyectos.inei.gob.pe/web/DocumentosPublicos/ResultadosFinalesIVCEN_AGRO.pdf. Consultado el 24 de octubre 2015.

Jain, N. 1989. Hematologic characteristics of anemia part II. Interpretive aspects. Californian Veterinarian. 2(2): pp15 – 18.

Kassai, T. 2002. Helminología Veterinaria. 1ª Edición. Editorial Acribia S.A. Zaragoza-España. pp79 – 80; 82.

Leguía, G. 1991. Distomatosis hepática en el Perú, epidemiología y control. 2ª Edic. CIBA-GEIGY. Hoechst. Lima-Perú. pp 7-36.

Lynch, M.J., Raphael, S.S., Mellor, L.D., Spare, P.D. y Inwood, M.J.H. 1987. Métodos de Laboratorio. Vol. I y II. 2da. Ed. Editorial Interamericana S.A. de C.V. México D.F., México.

Mandonnet, N. 1995. Analyse de la variabilité génétique de la résistance aux strongles gastrointestinaux chez les petits ruminants. Elements pour la définition d' objectifs et de critères de sélection en milieu temperé ou tropical. Thèse Docteur en Sciences. Université de Paris XI. Orsay, Francia. p115.

Marquina, R. 1988. Contribución al estudio de las constantes hematológicas del bovino criollo (*Bous Taurus*) en la ciudad de Cajamarca. Tesis para optar Título Profesional de Médico Veterinario. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. Cajamarca, Perú P40.

Marca, A. 1992. Hematología en mamíferos, en Manual Práctico de Análisis Clínicos en Veterinaria. Mira Editores S.A. Editorial Coop. de Artes Gráficas Librería General. Zaragoza, España. p445.

Mendoza, E. 2000. Valores hematológicos de referencia para el ganado vacuno Holstein friesian de la campiña de Cajamarca. Tesis M.V., Universidad Nacional de Cajamarca, Facultad de Ciencias Veterinarias, Cajamarca, Perú.

Merck y Co., Inc. 2000. El Manual Merck de Veterinaria. Quinta Ed. Valores de referencia de química sanguínea de bovinos. México. p129.

Morales, G y Pino, L.A. 1995. Parasitometría. Edit. Universidad de Carabobo. Valencia. Venezuela. p224.

Morales, G., Pino, L., Sandoval, E., Moreno, L., Jiménez, D. y Balestrini, C. 2001. Dinámica de los niveles de infección por estróngilos digestivos en bovinos a pastoreo. Parasitología. p120.

Morales, G., Pino, L.A., León, E., Rondón, Z., Guillén, A., Balestrini, C. y Silva, M. 2002. Relación entre los parámetros hematológicos y el nivel de infestación parasitaria en ovinos de reemplazo. *Veterinaria Tropical*. 27(2): pp87-98.

Morales, G., Pino, L., Sandoval, E., Florio, J., y 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. *Zootecnia Trop.*, 24(3): pp333-346.

Nari, A. y Fiel, C. 2001. Enfermedades Parasitarias de importancia económica en Bovinos: Bases epidemiológicas para su prevención y control. Edit. Hemisferio Sur, Montevideo – Uruguay. p233.

Olaechea, F. 2004. Comunicación Técnica N° 449 Área producción animal- Fasciola hepatica; Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, argentina 2004. Disponible en:
www.produccionanimal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias_s/parasitarias_bovinos/81-hidatidosis.pdf. Consultado el 26 de Setiembre de 2015.

Oscar, W., Schalm, D. 1964. Hematología Veterinara. Mexico. p146.

Quiroz, H. 2011. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. Editorial Limusa S.A., México. pp232-251.

Reyes, M., y Valdivia, E. 2005. Manual de Prácticas del Laboratorio de Parasitología. México. pp1 - 86. Disponible en:

<http://www.uaa.mx/centros/cca/MVZ/M/6/Manualdepracticass26-1525.pdf>.

Consultado el 18 de diciembre 2015.

Robert, J. y Swan, R. 1982. Quantitative Studies of Ovine Haemonchosis. Relationship Between Fecal Egg Counts and Total Worm Counts. *Vet. Parasit.* 8 (2): pp165-171.

Rojas, M. 1990. Parasitismo de los Rumiantes Domésticos: Terapia, prevención y modelos para su aprendizaje 1a Edición. Editorial MAIJOSA. Lima - Perú. pp115; 135 -163; 170; 174; 179 -182.

Rojas, J., Torrel, S., Raico, M. 2013. Validación de la técnica Sedimentación Natural modificada por Rojas y Torrel en el diagnóstico de fasciolosis crónica en bovinos, Cajamarca. Perú. Memorias de la XXIII ALPA de la Asociación Latinoamericana de Producción Animal. La Habana, Cuba. PB288, pp2424-2427.

Ruiz, D. 2014. Helmintos que ocasionan pérdidas económicas por comisos de vísceras y carcasas en bovinos, ovinos y porcinos beneficiados en el Camal Municipal Provincial de Cajamarca. Tesis para optar Título Profesional de Médico Veterinario. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. Cajamarca-Perú. pp3 – 5.

Ruiz, I, 2009. Relación hematocrito – hemoglobina en vacunos lecheros hembras criados en la Campiña de Cajamarca. Tesis para optar Título Profesional de Médico Veterinario. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. Cajamarca-Perú. pp 28 – 30.

Sandoval, E., Jiménez, D., Araque, C., Pino, L. y Morales, G. 2005. Ganancia de peso, carga parasitaria y condiciones hematológicas en becerras suplementadas con bloques multinutricionales. Revista electrónica veterinaria REDVET. 6(7). Disponible en:
<http://www.veterinaria.org/revista/redvet>. (Consultada 26 - 10-2015).

Sandoval, E., Barrios, M., Camacaro, O., Jiménez, D. 2009. Importancia del diagnóstico y clasificación de procesos anémicos en vacunos. Venezuela Bovina. 24(83): pp45-51.

Serrano, J., Montes, R., Aguilar, B., Flores, N., Utrera, F. y Cano, D. 2004. Valores hematológicos de Bovinos Criollos de la región Mixteca (México).p44.

Disponible en:

<http://www.revistasmvu.com.uy/revistas/numero155-156.pdf#page=43>.

Consulado el 18 de diciembre del 2016.

Schalm, O. 1964. Hematología veterinaria. Unión Tipográfica Editorial Americana. México. pp 404.

Schalm, O.W., Jain, N.C. y Carroll, E.J. 1995. Veterinary hematology. Lea y Febiger, Third edition. Estados Unidos. pp807.

Soulsby, E. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos". 7ma. Edición. Editorial Interamericana. México. pp37-48; 95-269.

Stear, M. y Murray, M. 1994. Genetic resistance to parasitic disease: particularly of resistance in ruminants to gastrointestinal nematode. Vet Parasitol, pp161-176.

Tortora, G. y Reynolds, G. 1996. Principios de Anatomía y Fisiología. Mosby/Doyma Libros S.A. Madrid, España.

Ueno, H. y Gonçalves, P. 1998. Manual para diagnóstico de los helmintos de Rumiantes. 4ª Edición. Edit. Japan Internacional Cooperation Agency (JICA), Tokio, Japan. pp4, 23-24,29.

Valle, A. 2008. Bioclimatología tropical vacuno. Ed. Alberto Valle. Industria Gráfica Industrial CA: pp295-304.

ANEXO

Anexo 1. Figuras que registran la ubicación del trabajo de tesis y la metodología utilizada en campo.



Figura 1. Instalaciones del matadero de animales de abasto de la Municipalidad Provincial de Cajamarca.

Material biológico



Figura 2. Bovinos utilizados.



Figura 3. Extracción de muestra de sangre



Figura 4. Obtención de la muestra de heces.

Anexo 2. Figuras que registran el método de microhematocrito realizada en el laboratorio Fisiología Veterinaria.

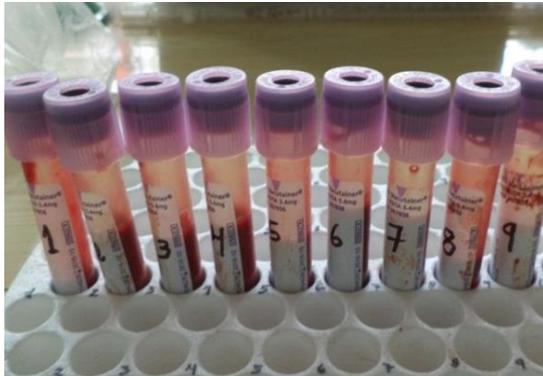


Figura 5. Muestras de sangre en tubos Vacutainer® previamente identificados.



Figura 6. Llenado de la muestra de sangre al tubo capilar heparinizado.



Figura 7. Sellado del tubo capilar heparinizado con plastilina

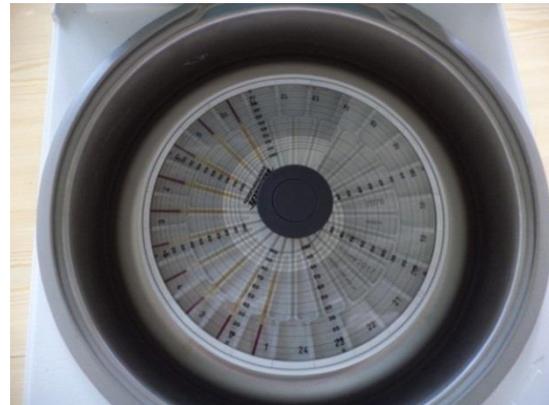


Figura 8. Centrifugación de las muestras de sangre en la centrífuga TRIAC, Clay Adams (15,000 rpm) por 5 minutos.

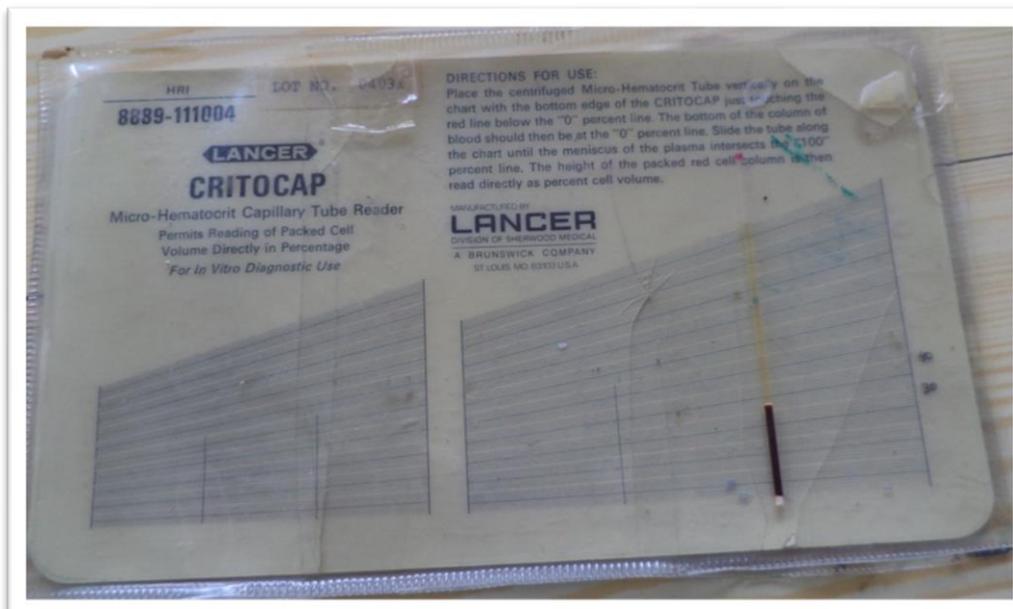


Figura 9. Lectura de la muestra en la tabla de microhematocrito.

Anexo 3. Figuras que registran la Técnica Microscópica Cuantitativa de Mc Master realizada en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria.



Figura 10. Pesar 3 g de heces en un vaso.



Figura 11. Agregar 42 ml de agua y homogenizar la muestra.



Figura 12. Colar el contenido.

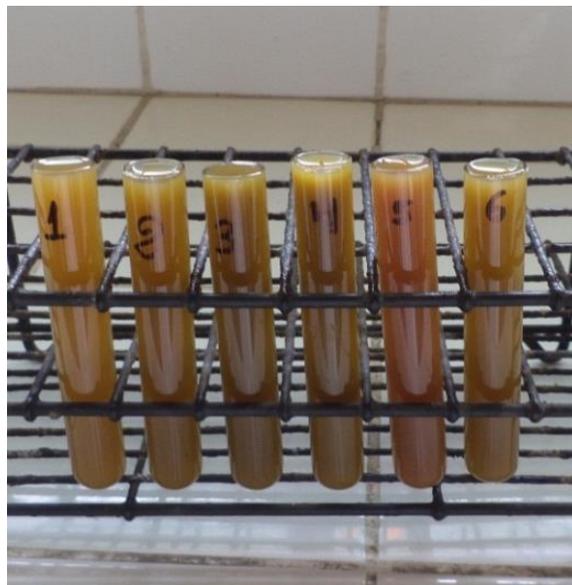


Figura 13. Trasferir el contenido al tubo de ensayo de 15 ml.



Figura 14. Centrifugar a 1500 rpm por 5 minutos.



Figura 15. Eliminar los 2/3 del sedimento.



Figura 16. Resuspender el sedimento y mezclar con la solución saturada de cloruro de sodio.



Figura 17. Centrifugar a 1500 rpm por 5 minutos.



Figura 18. Llenar los compartimentos de la cámara.



Figura 19. Observar al microscopio con el objetivo 10x.

Anexo 4. Figuras que registran la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel. Realizadas en el laboratorio de Parasitología Veterinaria.



Figura 20. Homogenizar y pesar 1 g de heces, luego agregar aproximadamente 200 ml de agua.



Figura 21. Homogenizar la muestra con batidora eléctrica aproximadamente 10 segundos.



Figura 22. Pasar por un embudo con malla metálica de 80 hilos por pulgada hacia otro vaso de vidrio de forma cónica de 260 ml de capacidad, agregar agua hasta llenar a 1 cm del borde del vaso.



Figura 23. Dejar reposar 5 minutos y con una sola decantación dejando aproximadamente 15 ml de sedimento.



Figura 24. Colocar 3 gotas de lugol fuerte y esperar 5 minutos para colorear los huevos y vaciar a la placa Petri.



Figura 25. Realizando el diagnóstico en estereoscopio a 16x.

Anexo 5. Resultados de los análisis de los Laboratorios de Fisiología Animal y Parasitología Veterinaria.

Nº de animales	Hematocrito (%)	Hemoglobina (g/dl)	<i>Fasciola hepatica</i> (hpg)	Nematodos Estrongilidos gastrointestinales (hpg)
1	24	8,016	6 hpg (leve)	Negativa
2	24	8,016	2 hpg (leve)	Negativa
3	24	8,016	22hpg (moderada)	8 hpg (leve)
4	26	8,684	8 hpg (leve)	Negativa
5	26	8,684	6 hpg (leve)	3 hpg (leve)
6	26	8,684	negativa	Negativa
7	27	9,018	18 hpg (moderada)	4 hpg (leve)
8	27	9,018	12 hpg (moderada)	Negativa
9	28	9,352	10 hpg (leve)	Negativa
10	28	9,352	3 hpg (leve)	4 hpg (leve)
11	29	9,686	negativa	Negativa
12	29	9,686	12 hpg (moderada)	3 hpg (leve)
13	29	9,686	13 hpg (moderada)	Negativa
14	29	9,686	4 hpg (leve)	5 hpg (leve)
15	30	10,02	2 hpg (leve)	Negativa
16	30	10,02	negativa	Negativa
17	30	10,02	18 hpg (moderada)	4 hpg (leve)
18	30	10,02	16 hpg (moderada)	Negativa
19	30	10,02	4 hpg (leve)	Negativa
20	30	10,02	negativa	6 hpg (leve)
21	32	10,688	10 hpg (leve)	Negativa
22	32	10,688	4 hpg (leve)	Negativa
23	33	11,022	negativa	Negativa
24	33	11,022	3 hpg (leve)	Negativa
25	33	11,022	2 hpg (leve)	Negativa

26	33	11,022	12 hpg (moderada)	Negativa
27	34	11,356	3 hpg (leve)	Negativa
8	34	11,356	4 hpg (leve)	Negativa
29	34	11,356	negativa	5 hpg (leve)
30	34	11,356	negativa	8 hpg (leve)
31	34	11,356	6 hpg (leve)	5 hpg (leve)
32	34	11,356	14 hpg (moderada)	Negativa
33	34	11,356	negativa	Negativa
34	34	11,356	14 hpg (moderada)	6 hpg (leve)
35	34	11,356	negativa	8 hpg (leve)
36	34	11,356	negativa	6 hpg (leve)
37	35	11,69	2 hpg (leve)	Negativa
38	35	11,69	negativa	2 hpg (leve)
39	35	11,69	8 hpg (leve)	8 hpg (leve)
40	35	11,69	negativa	Negativa
41	36	12,024	2 hpg (leve)	Negativa
42	36	12,024	negativa	6 hpg (leve)
43	36	12,024	8 hpg (leve)	6 hpg (leve)
44	37	12,358	negativa	2 hpg (leve)
45	38	12,692	negativa	1hpg (leve)
46	38	12,692	negativa	3 hpg (leve)
47	38	12,692	negativa	Negativa
48	39	13,026	4 hpg (leve)	Negativa
49	39	13,026	negativa	Negativa
50	39	13,026	negativa	1 hpg (leve)