



FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD

**Evaluación del Estatus Sanitario del Criadero de Ganado Brown Swiss
"Casanto Pamba de Palugo" libre de terapia química antihelmíntica, mediante
perfiles metabólicos hepato-renales, exámenes clínicos y análisis
coproparasitarios**

**Trabajo de Titulación presentado en conformidad a los requisitos Para optar por
el título de Médico Veterinario Zootecnista**

Profesor guía

MVZ, Msc. Joar García

Autor

Andrés Esteban Suárez Usbeck

Año

2014

DECLARACIÓN PROFESOR GUÍA

"Declaro haber dirigido este trabajo a través de reuniones periódicas con el estudiante, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema y tomando en cuenta la Guía de Trabajos de Titulación correspondiente".

MVZ, Msc. Joar García

CC: 1708655475

DECLARACIÓN DE AUTORÍA DEL ESTUDIANTE

“Declaro que este trabajo es original, de mi autoría, que se han citado las fuentes correspondientes y que en su ejecución se respetaron las disposiciones legales que protegen los derechos de autor vigentes.”

Andrés Suárez Usbeck

CC: 1722297353

AGRADECIMIENTOS

Al Ing. Francisco Dammer, por haber prestado gentilmente, su hacienda "Casanto Pamba de Palugo", para la realización de este proyecto.

Al Msc. Joar García, por su colaboración como guía de tesis y como profesor de la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia-UDLA.

Al Dr. Carlos Paz, por el apoyo y consejos, durante toda la carrera y la investigación.

Al laboratorio LIVEX LAB por la ayuda en el procesamiento de las muestras.

A mi familia por la ayuda recibida en la obtención de las muestras.

DEDICATORIA

A mis padres y a mi abuela Marlene Carrasco, por todo el sacrificio y apoyo durante mi vida y en mi constante crecimiento como persona y como profesional.

A mi hermano por su apoyo incondicional durante el desarrollo de la tesis.

A mi abuelo, José Suárez Rueda, quien fue un gran guerrero y una gran persona, por ayudarme con sus consejos y apoyo.

RESUMEN

El estudio se realizó en el criadero de ganado Brown Swiss “Casanto Pamba de Palugo”, el grupo experimental, dividido en tres grupos etarios: Terneras de 0-6 meses, vaconas de 6-18 meses y vacas en producción, con un total de 63 muestras de sangre.

Las muestras hematológicas fueron procesadas en el laboratorio LIVEXLAB, realizando hemogramas por el método de conteo digital y perfiles metabólicos hepato-renales por colorimetría.

Con las muestras de heces, se realizaron exámenes coproparasitarios, aplicando técnicas de flotación, sedimentación y migración, y los exámenes clínicos, se realizaron a 21 animales, con un total de 126 muestras de heces e historias clínicas.

El resultado de la investigación, determinó que en las 126 muestras de heces para coproparasitarios: existe la presencia de parásitos nemátodos gastrointestinales, con un 70% de animales infestados en el grupo de terneras de 0-6 meses de edad; 11% en el grupo de 6-18 meses y un 19% en el grupo de vacas en producción.

No se observaron presencia de parásitos hepáticos y pulmonares en los tres grupos de estudio.

De las 63 muestras sanguíneas, el examen de hemograma presentó: Eosinofilia en los tres grupos etarios, producto de la respuesta inmunitaria generada por la presencia de parásitos.

Los resultados de los perfiles metabólicos, demostraron que el 9% de la población presenta valores de hipoalbuminemia y globulinas incrementadas.

El examen clínico demostró que 3 de las 7 terneras del grupo de 0-6 meses, presentan leves signos de una primo-infestación, como heces suaves y ligero decaimiento; pero recuperándose en los exámenes clínicos posteriores.

Los grupos de vaconas de 6-18 meses y vacas en producción, no presentaron alteraciones en los exámenes clínicos.

Se concluyó, que los tres grupos etarios, poseen un buen estado de salud, durante la investigación; aunque en el grupo de terneras de 0-6 meses se presentó una carga significativa de parásitos gastrointestinales, inmunoglobulinas incrementadas, hipoalbuminemia, eosinofilia y en los exámenes clínicos leves signos de parasitosis.

Posterior a la infestación, se observaron cambios en los parámetros mencionados, obteniendo un estado de salud adecuado en esta ganadería, con ausencia de enfermedades infecciosas y parasitarias.

ABSTRAC

The study was conducted in the Brown Swiss cattle farm "CasantoPamba de Palugo" the experimental group divided into three age groups: Calves 0-6 months heifers 6-18 months and cows a total of 63 blood samples. Hematologic samples were processed in the laboratory LIVEXLAB performing blood counts by the method of digital count and hepato - renal metabolic profiles by colorimetry.

Stool samples were performed by applying techniques of flotation, sedimentation and migration and clinical examinations of 21 animals were conducted with a total of 126 stool samples and clinical histories.

The result of the investigation, found that in 126 stool samples exist the presence of gastrointestinal nematode parasites , with 70 % of infected calves in group 0-6 months, 11 % in group 6-18 months and 19% in the group of cows in production.

No presence of liver and lung parasites were observed in the three study groups.

Of the 63 blood samples examining blood count showed eosinophilia in the three age groups resulting from the immune response generated by the presence of parasites.

The results of the metabolic profiles showed that 9% of the population has values of hypoalbuminemia and globulin increased.

Clinical examination showed that 3 of the 7 calves 0-6 months group , show slight signs of infestation like stools soft and light decay but recovered in subsequent clinical examinations.

Heifer groups 6-18 months and cows in production no alterations in clinical examinations.

It was concluded that the three age groups will have a good health during the investigation, although the group of calves 0-6 months had a significant burden of gastrointestinal parasites increased immunoglobulin, hypoalbuminemia mild eosinophilia and clinical examinations signs of parasitosis.

After infestation changes in these parameters were observed obtaining a suitable state of health in the livestock and absence of infection diseases.

ÍNDICE

1. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
1.1 Parasitología Helmíntica.....	3
1.1.1 Ciclo de Vida de los Helmintos.....	4
1.1.2 Trematodos.....	4
1.1.2.1 Trematodos Importantes en Medicina Veterinaria.....	5
1.1.2.2 Lesiones de Trematodos.....	5
1.1.2.3 Control y Prevención.....	5
1.1.3 Cestodos.....	5
1.1.3.1 Cestodos de Importancia en Medicina Veterinaria.....	6
1.1.4 Nematodos.....	6
1.2 Inmunología Parasitaria.....	7
1.2.1 Generalidades.....	7
1.2.2 Antígenos de Parásitos.....	7
1.2.2.1 Interacciones Hospedero-Parásito.....	8
1.2.3 Inmunidad Concomitante.....	8
1.2.4 Inmunidad Contra Parásitos Helmintos.....	9
1.2.4.1 Características.....	9
1.2.4.2 Inmunidad Innata.....	10
1.2.4.3 Inmunidad Adquirida.....	10
1.2.4.4 Consecuencias de la Respuesta Inmune.....	11
1.2.4.5 Mecanismos de Evasión Parasitaria.....	11
1.2.5 Inmunidad Helmíntica.....	11
1.2.5.1 Mecanismos de la Respuesta Inmune Contra Helmintos.....	13
1.2.5.2 Variación y Alteraciones en Inmunidad Frente a Helmintos.....	14

1.3 Control Integrado de Parásitos.....	15
1.3.1 Manejo de Potreros.....	17
1.3.2 Manejo de Animales.....	18
2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	20
2.1 Materiales.....	20
2.2 Métodos.....	22
2.2.1 Diseño Experimental.....	23
2.2.2 Modelos Estadísticos.....	23
2.2.3 Toma de Muestras Sanguíneas.....	23
2.2.4 Toma de Muestras de Heces.....	24
2.2.5 Protocolo de Envío de Muestras al Laboratorio.....	24
2.2.6 Examen Clínico General.....	25
2.2.7 Protocolo de Eliminación de Desechos Materiales.....	27
2.3 Exámenes de Laboratorio.....	27
2.3.1 Muestras Sanguíneas.....	27
2.3.2 Análisis Coproparasitarios.....	27
2.3.2.1 Exámenes Coproparasitarios.....	28
2.4 Interpretación de Resultados.....	30
2.4.1 Interpretación de Muestras Sanguíneas.....	30
2.4.2 Interpretación de Muestras Fecales.....	31
2.4.3 Interpretación de Examen Clínico.....	32
3. EXPOSICIÓN DE RESULTADOS.....	36
3.1 Resultados de Coproparasitarios.....	36
3.1.1 Resultados Parásitos Gastrointestinales.....	36
3.1.2 Resultados Parásitos Pulmonares.....	37

3.1.3 Resultados Parásitos Hepáticos.....	38
3.2 Resultados de Perfiles Metabólicos.....	41
3.2.1 Resultados de Albúmina.....	41
3.2.2 Resultados de Globulinas.....	43
3.3 Resultados de Hemograma – Eosinófilos.....	49
3.4 Resultados de Examen Clínico.....	-.....54
3.5 Discusión.....	55
4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	57
4.1 Conclusiones.....57
4.2 Recomendaciones.....	58
4.3 Cronograma de Actividades.....	60
REFERENCIAS.....	61
ANEXOS.....	63

INTRODUCCIÓN

El manejo de ganado lechero bovino, de criaderos de razas especializadas mediante sistemas de producción orgánicos, es un tema nuevo y no consolidado en el Ecuador.

Existen producciones ganaderas en el Ecuador, que están empezando a usar este sistema, mediante métodos iniciales dirigidos a la producción de pastos sin fertilizantes inorgánicos, la reducción en el uso de antibióticos, en el control de varias enfermedades bacterianas, el correcto manejo de vacunaciones y los programas de control de calidad de leche.

En el sector lechero ecuatoriano, no existen industrias de certificación o de producción orgánica; aunque existe una normativa general de producción orgánica por parte de la entidad gubernamental "Agrocalidad", para mejorar ostensiblemente el control de la calidad de los productos lácteos.

Algunos ganaderos, están implementando nuevas alternativas de crianza y manejo, ya que a través de éstas obtienen varios beneficios en la salud del ganado, en su producción y su reproducción, lo cual repercute en la economía lechera. Adicionalmente las nuevas propuestas y tratados de comercio exigen que, los lácteos estén libres de residuos farmacológicos de uso ganadero que perjudiquen la calidad organoléptica y nutricional de estos productos y ocasionen afectaciones a la salud pública.

Esta investigación, se enfocó en el estudio de la salud del criadero de ganado Brown Swiss, "Casanto Pamba de Palugo", libre de terapia química antihelmíntica, mediante exámenes clínicos, coproparasitarios y perfiles metabólicos hepato-renales, para confirmar la presencia o ausencia de parásitos helmínticos y el estado de salud de la ganadería, mediante el uso de métodos de control integral de parásitos.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Evaluar el estatus sanitario del criadero de ganado Brown Swiss "Casanto Pamba de Palugo", libre de terapia química antihelmíntica, mediante perfiles metabólicos hepato-renales, análisis clínicos y parasitarios.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar el estado hepático y renal del hato, mediante perfiles metabólicos específicos.
- Identificar los parásitos gastrointestinales, hepáticos y pulmonares en los diferentes grupos de producción del hato.
- Estudiar la carga parasitaria y los exámenes clínicos por grupos etarios durante 3 meses.

CAPÍTULO I

1 REVISIÓN DE LITERATURA

1.1 PARASITOLOGÍA HELMÍNTICA

Los helmintos, son parásitos que afectan a todos los animales, parasitan sobre todo órganos internos como el hígado, estómago, intestino y pulmones, de los cuales absorben los nutrientes del hospedero, para poder sobrevivir y reproducirse (Junquera, 2013).

La mayoría de los helmintos según Mehlorn y Piekarski (1993, p. 127), necesitan de un vector para multiplicarse o para pasar a la siguiente fase del ciclo de vida, en el hospedador definitivo se desarrollan como larvas para poder infestar al hospedero y continuar con el ciclo, otros de fase de vida libre, se desarrollan mediante los óptimos factores ambientales, necesarios para su ciclo de vida.

El control químico o el control integrado de parásitos se deben aplicar en el momento correcto del ciclo reproductivo, para que pueda tener un efecto contra la mayoría de los parásitos (Mehlorn y Piekarski, 1993, p. 127).

Aunque algunos helmintos, están presentando resistencia a los antihelmínticos de uso común en las ganaderías, se ha demostrado que se puede perder la resistencia a estos fármacos con el tiempo; así mismo adquirir resistencia a otros productos (Mehlorn y Piekarski, 1993, p. 127).

Algunas especies, son específicas de un hospedador como es el caso de *Oesophagostomum radiatum* de los bovinos, *Chabertia ovis* de los ovinos. Otras especies de parásitos afectan a hospedadores diferentes, como en el caso de *Fasciola hepática* (Junquera, 2013).

La incidencia de los parásitos helmintos en el ganado, y su impacto depende mucho de la región geográfica y de su ecosistema, de la temporada del año, de

las condiciones climáticas, etc. Los diferentes tipos de manejo zootécnico del ganado (pastoreo natural o manejo intensivo, estabulación, densidad, etc.) también influyen en la incidencia de los parásitos y en los niveles de infestación (Mehlom y Piekarski, 1993, p. 130).

En general, los helmintos tienden a ser un problema en regiones con climas húmedos y que tengan problemas de nutrición y sanidad animal, por las condiciones de salud y de alimentación del hospedador (Mehlom y Piekarski, 1993, p. 130).

También juegan un papel importante en la gravedad de las infestaciones y en el daño causado: cuanto más débil está un animal por enfermedad, nutrición o estrés ambiental, tiene más probabilidades de presentar los síntomas de un estado agudo, de una enfermedad parasitaria (Junquera, 2013).

1.1.1 CICLO DE VIDA DE LOS HELMINTOS

La mayoría de los helmintos, tienen ciclos complejos, que incluyen estados de vida libre, y estadios de vida parasitaria, es decir, dentro de uno o más hospedadores (insectos, caracoles, mamíferos, etc.) y que están estrechamente relacionados a las condiciones climáticas y ambientales (Junquera, 2013).

Se debe conocer los ciclos de vida, para establecer y planificar posibles medidas preventivas de control parasitario (Junquera, 2013).

1.1.2 TREMÁTODOS

Los tremátodos, tienen el cuerpo aplanado, carecen de segmentación y son relativamente cortos. Los tremátodos están dotados de ventosas con las que se fijan a los tejidos del hospedador. Tienen un tubo digestivo ramificado y ciego, es decir, que no termina en un ano sino en unas células. La mayoría de las especies son hermafroditas y cada individuo posee órganos reproductores de ambos sexos. (Junquera, 2013).

Una de las características de los tremátodos, de la que menciona Mehlorn y Piekarski (1993, p. 142) es que, en la cara externa de la cutícula, tienen una capa mucopolisacarida, cuya función es proteger al parasito de la respuesta inmunitaria del hospedador (la composición de esta capa varía según el parásito y el hospedador afectado).

1.1.2.1 TREMATODOS IMPORTANTES EN MEDICINA VETERINARIA

- Fasciola hepática
- Paraphistomon microbotrium
- Dicrocoelium dendriticum (Junquera, 2013).

1.1.2.2 LESIONES DE TREMATODOS

Se producen lesiones, por liberación de toxinas, sustracción de nutrientes y lesión de órganos por penetración tisular (Mehlorn y Piekarski, 1993, pp. 168-171).

1.1.2.3 CONTROL Y PREVENCIÓN

Se debe aplicar la reducción del número de parásitos del huésped y de la contaminación de los pastos, mediante tratamientos antihelmínticos, controles sistemáticos y estratégicos. La reducción del número de huéspedes intermediarios se da por medios físicos, biológicos o químicos, para controlar la población ambiental de parásitos (Gasque, 2008, p. 155).

1.1.3 CESTODOS

Según Junquera (2013), los cestodos en su fase adulta, son gusanos en forma de cinta, que pueden alcanzar varios metros de longitud. Como la mayoría de los cestodos adultos, viven en el tracto digestivo del hospedador, absorben directamente los nutrientes, a través de su piel.

Los cisticercos (denominados también metacestodos), tienen una o más cabezas, dependiendo de la especie. Los hospedadores intermediarios portadores de cisticercos, pueden ser ingeridos por el hospedador final con el pasto. Una vez ingeridos, los cisticercos se liberan en el intestino del hospedador final, se desarrollan a adultos, alcanzan sus órganos predilectos, se fijan a los tejidos del hospedador final mediante el escólex y comienzan a producir nuevos segmentos (Sangster, 1999, p. 15).

1.1.3.1 CESTODOS DE IMPORTANCIA EN MEDICINA VETERINARIA

- *Taenia saginata*
- *Echinococcus granulosus* (Mehlorn y Piekarski, 1993, p. 210).

1.1.4 NEMATODOS

Los nemátodos, también llamados gusanos redondos, son helmintos de forma cilíndrica, con los extremos más finos y afilados y su morfología son semejantes entre sí (Campillo, et al. 2001, p. 113)

Dentro de los helmintos, los nemátodos son el grupo con el mayor número de especies parásitas del ganado. Entre ellas hay especies muy dañinas como los parásitos pulmonares e intestinales como: *Dictyocaulus viviparus*, *Haemonchus* spp, *Ostertagia* spp, etc (Junquera, 2013).

Delgado y Mera (2011, p. 34), indican que los nemátodos de importancia e identificados en investigaciones ecuatorianas, fueron parásitos del género *Strongyloides*, *Dictyocaulus*, *Trichostrongylus*, *Nematodirus*, *Strongylus*, *Parascaris*, *Oxyuris* y *Trichuris*.

La mayoría de los nemátodos excretan los huevos al exterior con los excrementos y contaminan pastos, flujos de agua, etc. En condiciones favorables de temperatura y humedad, en los huevos se desarrollan a larvas del primer estadio (L1) que eclosionan a las pocas horas. En condiciones adversas, el desarrollo dura más o los huevos mueren (Junquera, 2013).

Bajo ciertas condiciones ambientales, como sequedad o frío excesivo, las larvas L4, de ciertas especies, pueden interrumpir su desarrollo dentro del huésped, durante un tiempo, que puede durar meses (hipobiosis). Se denominan entonces larvas inhibidas, paradas, hipobióticas o durmientes. Este fenómeno se da en *Ostertagia* spp., *Cooperia* spp. y otras. Los mecanismos que provocan el inicio de la hipobiosis y el subsiguiente reinicio del desarrollo, son poco conocidos (Junquera, 2013).

1.2 INMUNOLOGÍA PARASITARIA

1.2.1 GENERALIDADES

Los parásitos, son un grupo de organismos unicelulares (protozoarios) y pluricelulares (helmintos y artrópodos), y estos pueden ser intra o extracelulares. Activan varios mecanismos evitando la respuesta inmune exagerada que pueda matar al hospedador, y al mismo tiempo escapar sin ser eliminados (Gómez y Blanco, 2006, p. 452).

La respuesta inmune, varía según el parásito: los protozoarios al ser la mayor parte intracelulares, se activan mecanismos similares cuando hay bacterias o virus y los helmintos y artrópodos son atacados por mecanismos celulares y anticuerpos (Gómez y Blanco, 2006, p. 452).

1.2.2 ANTÍGENOS DE PARÁSITOS

Cuando los parásitos entran en contacto con sus hospederos, se establece una interacción entre diversos componentes o antígenos de los parásitos (productos de excreción, secreción, antígenos internos, productos de la superficie corporal, antígenos externos, etc). Y el otro componente es el sistema inmune del hospedador, esta interacción es dinámica y en constante cambio. El parásito debe evitar el efecto de las moléculas y células efectoras del sistema inmunitario (anticuerpos, citosinas y linfocitos citotóxicos) (Pabello, 2010, p. 195).

1.2.2.1 INTERACCIONES HOSPEDERO-PARÁSITO

Dependiendo del tiempo de co-evolución entre el hospedero y el parásito, pueden ocurrir cinco situaciones: 1.- Que el parásito, por falta de receptores adecuados, no se establezca en el hospedador. 2.- Que el parásito mate al hospedero porque la relación es muy temprana en términos de evolución o la carga parasitaria es muy alta, sobre todo en animales jóvenes o muy viejos. 3.- Que el parásito se establezca en el hospedero y este reaccione, por su sistema inmune, eliminando a la mayoría de los parásitos y reduciendo los síntomas. 4.- Ocurre lo mismo pero en este caso, el sistema inmune ataca al mismo hospedero generando una respuesta inmunopatológica. 5.- Y por último se encuentran en un equilibrio entre los dos reduciendo la patogenicidad del parásito y aumentando la tolerancia del animal (Pabello, 2010, p. 195).

En este sentido, se señala que los parásitos son capaces de determinar el estado de salud del animal, para poder sobrevivir; ya que los parásitos, necesitan de un hospedador saludable, para poder alimentarse, sobrevivir y completar su ciclo de vida (Pabello, 2010, p. 195).

En el caso de que el hospedador este débil, los parásitos liberan diferentes sustancias para ser expulsados del animal, presentando los síntomas agudos de la enfermedad en ciertos casos esta respuesta, puede causar la muerte del animal (Pabello, 2010, p. 195).

La respuesta del hospedero dependerá de varios factores para eliminar o mantener un equilibrio: Especie, raza, edad, sexo, cepa, nutrición y salud (Pabello, 2010, pp. 195-196).

1.2.3 INMUNIDAD CONCOMITANTE

Los hospederos que tengan infestaciones crónicas y con baja carga parasitaria, son resistentes a una nueva infección del mismo tipo de parásito, interfiriendo de una forma aun no demostrada. Se trata de una inmunidad específica y no afecta a estar sensible a otros parásitos, aunque esta se da más en adultos, ya

que su sistema inmune está desarrollado, en lugar de los animales jóvenes que tienen mayor probabilidad de una infestación, ya que su sistema inmune está incompleto. Esta inmunidad desaparece cuando se aplica un tratamiento antiparasitario volviendo, a ser sensible a los parásitos y a una nueva infestación (Gómez y Blanco, 2006, p. 452).

En este caso, la inmunidad concomitante, se da por una primo infestación de una especie de parásitos helmínticos, que establecen una respuesta inmunitaria contra formas juveniles de la misma especie del parásito, en una posible re infestación, evitando, que los nuevos parásitos, afecten el equilibrio hospedero-parásito (Junquera, 2013).

1.2.4 INMUNIDAD CONTRA PARÁSITOS HELMINTOS

Son parásitos, que se adaptan a evadir la respuesta inmune del hospedador, provocando patologías leves, subclínicas pero crónicas, generando a veces una infección aguda y con alta mortalidad relacionado a factores nutricionales, genéticos y ambientales (Gómez y Blanco, 2006, p. 456).

Son más grandes y de ciclos más complejos que los protozoarios, por lo cual presenta más antígenos y especificidad del estadio del ciclo de crecimiento, varían la morfología según si están en vida libre o en el hospedador. Al cambiar de fase cambian su cutícula, cambiando sus antígenos. El parásito hasta llegar al órgano definitivo sufre cambios de pH, oxidación y temperatura y se adapta por cambios genéticos, que conducen a la expresión de moléculas, para adaptarse y mecanismos para evitar la respuesta inmune del hospedador (Gómez y Blanco, 2006, p. 457).

Los factores del animal para ver su resistencia a los parásitos son la edad, sexo, genética y la acción hormonal (Gómez y Blanco, 2006, p. 457).

1.2.4.1 CARACTERÍSTICAS

- La infección puede durar por años.
- Los signos clínicos pueden ser agudos o crónicos.

- La infección varía según los factores ambientales, genéticos y de nutrición.
- La inmunidad concomitante es secuencial, acumulativa y desaparece cuando se elimina al parásito (Vignau, et al., 2005, p. 112).

1.2.4.2 INMUNIDAD INNATA

Los helmintos, activan varios mecanismos de la inmunidad innata; pero son capaces de evadirlos.

- Activan el sistema de complemento, pero crean resistencia a la lisis de membrana
- Los fagocitos, no son efectivos ya que son parásitos de gran tamaño, los macrófagos y neutrófilos secretan sustancias, que alteran la cutícula, pero muchos evaden este sistema inmunitario, ya que su cutícula es gruesa.

Los eosinófilos, son de gran importancia, ya que se unen a las IgE por poseer receptores de IgE e IgG que atacan a los parásitos (Gómez y Blanco, 2006, p. 457).

1.2.4.3 INMUNIDAD ADQUIRIDA

Es la de mayor importancia, ya que los mecanismos son más fuertes y específicos. En el caso de los nematodos, actúan los linfocitos THCD4+ que regulan las respuestas por citoquinas sintetizadas por linfocitos TH2 (IL4, IL5, IL6, IL9, IL10 y LC13), una mastocitosis de la mucosa intestinal además de una eosinofilia y altas concentraciones de IgE en sangre. La combinación de antígenos liberados de la presencia de nematodos intestinales con la IgE, unido a los mastocitos hace que estos últimos liberen moléculas vasoactivas aumentando la vascularidad y el peristaltismo expulsado los parásitos llamado "acción auto curativa" (Gómez y Blanco, 2006, p. 458).

La IgE es estimulada por la IL4, eosinófilos y re potenciada por la IL5 producida por los linfocitos TH2. Las moléculas vasoactivas de los mastocitos tras la unión con la IgE liberan quimioquinas (RANTES, MIP-1alfa, MCP-1) que son quimiotácticas para eosinófilos que recubren la membrana del parásito destruyéndolo ya que la proteína libera fosfolipasa D y ribonucleasas, aunque algunos la evaden liberando su cutícula (Gómez y Blanco, 2006, pp. 459-461).

1.2.4.4 CONSECUENCIAS DE LA RESPUESTA INMUNE

Se puede generar una patología inmunitaria, generada por la respuesta excesiva de estos procesos en el hospedador, por infestaciones crónicas. No todos poseen la misma inmunidad y provocan varios cursos clínicos, según varios factores (inflamación, fiebre o alergias), que son la primera respuesta (R. inespecífica), hasta liberar anticuerpos y citoquinas por los linfocitos (R. específica) y si estos procesos no tienen efecto, se reactiva la respuesta inespecífica continuamente, provocando alteraciones en órganos como: hígado, intestino delgado, etc. Causando en el peor de los casos, la muerte (Gómez y Blanco, 2006, pp. 463-464).

1.2.4.5 MECANISMOS DE EVASIÓN PARASITARIA

Según Gómez y Blanco (2006, pp. 463-464). Los helmintos pueden reducir su capacidad antigénica para sobrevivir, imitando a las estructuras proteicas y a las moléculas de las células, para que la respuesta inmune no los detecte.

1.2.5 INMUNIDAD HELMÍNTICA

La respuesta inmune, es la forma de control para la infestación parasitaria. Los mecanismos involucrados en la respuesta, son complejos y deben actuar en

forma conjunta para, resultar efectivos contra los parásitos. El desarrollo inmunitario es lento y las respuestas en los terneros, se observan eficazmente luego del año de edad; ya que el control completo sólo se alcanza en individuos adultos y aún en ellos, puede haber cambios fisiológicos o enfermedades agudas o crónicas (Gómez y Blanco, 2006, p. 468).

En el desarrollo de la inmunidad en los rumiantes jóvenes, intervienen factores ligados a la inmunidad, que ellos presentan en contra de posibles infestaciones parasitarias; pero también, los parásitos dependen de su capacidad infestante, y a la forma en que se produzcan los contactos entre hospedero-parásito. En los terneros, se desarrolla tempranamente una respuesta efectiva, contra el parásito *Nematodirus* spp; pero no resulta tan efectivo, frente a *Cooperia* sp y menor aún con especies de *Haemonchus* y *Ostertagia*, hasta que tenga una edad más avanzada, para poder combatir a estos parásitos (Vignau, et al., 2005, p. 112).

Vignau, et al (2005, p. 112) ha demostrado, en distintas especies de hospedadores, una marcada variación genética, en la capacidad de respuesta inmune individual, en la que los animales han sido expuestos en varias ocasiones a parásitos y estos causando patologías agudas o crónicas, en las cuales sobrevivieron y crearon una inmunidad parcial, la cual se transmitió a la descendencia.

Los efectores de la respuesta inmune específica, son células y anticuerpos, pero suelen jugar un rol importante los mecanismos inespecíficos de respuesta. En helmintos se han mencionado la presencia antigénica somática, presente en las estructuras del cuerpo; y antigénica funcional, sustancias producidas por los parásitos durante su vida parasitaria. Se han detectado reacciones con aglutinación de complejos inmunes en la boca, vulva, cloaca y ano de los nematodos que dificultan la penetración en los tejidos, la alimentación o la reproducción y alteran la capacidad de cópula o la postura en las hembras adultas. En los hospedadores jóvenes, en que estas reacciones se manifiestan

en menor grado, la expresión del potencial reproductivo de las hembras, es mayor que en los hospedadores adultos (Vignau, et al., 2005, pp. 112-113).

El desarrollo de inmunidad, frente a los diversos parásitos es lento causado por sus defensas incompletas, por lo tanto los animales jóvenes poseen muy pocas opciones de contrarrestar el efecto de los parásitos, siendo la categoría más afectada. Por lo que, la menor disponibilidad y calidad forrajera, predisponen a que la infestación parasitaria se manifieste con mayor intensidad en este grupo de animales (Iglesias, et al., 2010, p. 29).

1.2.5.1 MECANISMOS DE LA RESPUESTA INMUNE CONTRA HELMINTOS

La inmunidad, se manifiesta por la capacidad de los animales, para evitar el establecimiento de larvas, la reproducción y sobrevivencia de helmintos. Entre los mecanismos de la respuesta a antígenos parasitarios, se encuentra la IgE, la unión de estos anticuerpos a los epítopes parasitarios (fracción Fv) y a mastocitos (fracción Fc) provocan un complejo que genera una reacción de tipo alérgico: los mastocitos se dividen en el área afectada liberando histamina, y otros factores vasoactivos y quimiotácticos, estimulando el músculo liso y aumentando las secreciones mucosas (Vignau, et al., 2005, p. 113).

A los eventos de reacción de hipersensibilidad de tipo alérgico, se incluyen neutrófilos, basófilos, y eosinófilos que se relacionan con los factores quimiotácticos e interleuquinas, y los cambios de permeabilidad que facilitan la infiltración celular y acumulación de anticuerpos en los tejidos. Estos mecanismos han sido demostrados frente a helmintos intestinales y gástricos; provocando la eliminación masiva de parásitos adultos. Los eosinófilos juegan un papel principal en la respuesta inmunitaria frente a los helmintos porque presentan un efecto citotóxico por sus propias enzimas. También participan en la lisis de helmintos, en presencia de anticuerpos (IgG) y por acción del complemento (Frac.C3B) sobre los receptores de la superficie parasitaria. (Vignau, et al., 2005, pp. 113-114).

La respuesta celular con los mecanismos de citotoxicidad, está condicionada en gran medida, por linfocitos T y TH, por su habilidad para producir interleuquinas. En las infestaciones por helmintos intestinales en individuos con una inmunidad completa, se produce el incremento de células productoras de moco en la estructura del epitelio. El aumento de la secreción de moco es parte de la cadena de eventos inespecíficos de la respuesta inmune contra parásitos. El moco, facilita la captura de las larvas, es portador de anticuerpos, que neutralizan antígenos parasitarios, relacionados con la adherencia o con la penetración de las mucosas (Vignau, et al., 2005, p. 113).

Estos mecanismos de inmunidad, actúan a nivel de la expulsión de adultos, inhibición del establecimiento de las larvas en animales previamente infestados por helmintos adultos o en animales inmunes. La respuesta específica inducida por una especie de helminto puede producir reacciones específicas frente a una segunda infestación. Pero la serie de eventos inespecíficos, pueden afectar indirectamente a varios parásitos a los cuales no se ha desarrollado previamente una inmunidad (Vignau, et al., 2005, pp. 113-114).

1.2.5.2 VARIACIÓN Y ALTERACIONES EN LA INMUNIDAD FRENTE A HELMINTOS

Los estadios parasitarios de vida libre o parásitos en las pasturas, superan el 90% de la población parasitaria presente en un sistema productivo, esto significa que al realizar los tratamientos antiparasitarios a los animales, solo se ataca a menos del 10% de los parásitos del sistema, con ello se menciona que se debe además controlar las poblaciones parasitarias en las praderas, ya que se encuentran la mayoría de los parásitos y sus huéspedes intermediarios. La ingesta de pasto contaminado por parte de los animales les producen las parasitosis (Muñoz, 2013, p. 2).

Según Muñoz (2013, p. 3) los eosinófilos, liberan peroxidasa, una proteína básica, catiónica, neurotoxina, y una gran variedad de citocinas pro-

inflamatorias, quimiocinas y mediadores lipídicos que perjudican a los parásitos. Los neutrófilos tienen la capacidad de fagocitar y producir una serie de citosinas pro-inflamatorias y libera moléculas reactivas de oxígeno, las cuales son responsables de la expulsión de los gusanos adultos. La activación directa de mastocitos por antígenos de las larvas produce la liberación de citocinas, histamina con la consecuente activación quimiotáctica de los eosinófilos.

El ganado vacuno, en respuesta a la infestación por nematodos intestinales genera: Una respuesta inflamatoria local, en donde existe activación del complemento e infiltración celular de mastocitos, eosinófilos y en muchos casos neutrófilos, lo que genera un ambiente de citosinas y liberación de antígenos que producen la activación de linfocitos T CD4 (+) (Muñoz, 2013, p. 6).

Las citocinas generadas "polarizan la respuesta inmune efectora hacia las Th2, con la activación de linfocitos B, producción de anticuerpos (IgA, IgE, IgM e IgG1) y la activación del proceso de citotoxicidad celular mediada por anticuerpos", el cual es un proceso importante en la expulsión efectiva de los parásitos. "La polarización de la respuesta inmune de las Th1 fue observada solamente en animales susceptibles a huevos de helmintos", considerándose ineficiente para lograr la expulsión de los nematodos adultos (Muñoz, 2013, p. 6).

1.3 SISTEMA DE CONTROL INTEGRADO DE PARÁSITOS (CIP)

En los sistemas de producción ganadera, las afecciones parasitarias, son consideradas como causa importante de pérdidas en la productividad, en este caso lechera, debido a daños tales como: morbilidad y mortalidad de los animales, reducción de los niveles de producción, alteraciones reproductivas y altos costos de control, entre otros (Schillhorn van Veen, 1997, p. 9).

El reto es, encontrar protocolos de control que permitan el uso prudente y racional de los antiparasitarios disponibles, con la de estrategias no químicas, que permitan tener un nivel bajo de parásitos, que no produzcan residuos en carne y leche y que tengan un mínimo impacto ambiental (Köhler, 2001, p.336).

Se ha sugerido, en el caso del manejo de la resistencia parasitaria de las helmintiasis de los animales susceptibles, que se deben evitar estrategias de aplicación de antihelmínticos, en las cuales todos los animales, son tratados y luego colocados en praderas limpias (van Wyk, 2001, p. 55).

Es conocido, el hecho, que una población parasitaria, no tiene una distribución uniforme, dentro de un grupo de huéspedes y que la mayoría infecta sólo a una pequeña proporción del hato. En otras palabras, los recuentos parasitarios dentro de los huéspedes, no se ajustan a una distribución normal, sino lo normal es que unos poco individuos llevan sobre sí altas concentraciones de parásitos y en otros una baja cantidad de parásitos (Gasbarre et al., 2001, p. 51).

En la comprensión de la dinámica poblacional, resalta el hecho de que los animales más susceptibles, como los terneros, son los encargados de mantener y/o aumentar las poblaciones de parásitos (Pruett, 1999, p. 17). Por tal razón, cualquier estrategia aplicada, que aumente la capacidad del huésped para sobreponerse al parásito, contribuirá a mejorar el control no químico antihelmíntico (Pruett, 1999, p. 17).

Existen tres opciones aplicadas en el manejo de los animales, que pueden ser utilizadas estratégicamente para contribuir en la reducción de poblaciones parasitadas:

- Mediante el cruzamiento de animales resistentes o el descarte de los animales muy susceptibles (Gasbarre et al., 2001, p. 53).

- Mediante la inducción artificial de la inmunidad, es decir mediante el uso de vacunas (Willadsen, 2001, p. 17).
- Mediante una mejora nutricional, que favorezca un mejor desarrollo de inmunidad en los animales, principalmente en regiones donde existen deficiencias nutricionales específicas (Kahn et al., 2000, p. 193).

En áreas de producción ganadera, el principio darwiniano de la supervivencia de los individuos más adaptados es una constante. Estas condiciones combinadas con variables: Estrés ambiental, resistencia a los fármacos, la nutrición, el desafío ante los parásitos y enfermedades secundarias. El Control Integrado de Parásitos (CIP), utiliza herramientas de control, para crear animales genéticamente resistentes a los parásitos, manteniendo un nivel adecuado de producción (Kahn et al., 2000, p. 194).

1.3.1 MANEJO DE POTREROS

Es posible un manejo del pastoreo, para obtener un control parasitario, para la obtención de pastos seguros, con bajos niveles de parásitos, la dosis infectante que adquiere un hospedador, está directamente relacionada con las circunstancias del medio; en muchos casos, una infestación lenta de una determinada especie patógena provocará una inmunización consiguiente; y en otros, la aparición de brotes agudos, por ingestión de dosis altas en poco tiempo (Delgado y Mera, 2011, p. 26).

1.3.1.1 DESCANSO DE PASTURAS

El animal al no contactar con el parásito en la pradera, produce un gasto progresivo de las reservas de las larvas, que se encuentran expuestas a la acción directa de los rayos UV y a la desecación que estos generan. Uno de los objetivos del control de parásitos es desocupar las praderas por un período, para que ocurra la mortalidad de una proporción de los parásitos en los praderas, antes de volver a introducir los animales (Armando Nari, 2003, P, 28).

1.3.2 MANEJO DE ANIMALES

1.3.2.1 NUTRICIÓN ANIMAL

Un programa de nutrición eficiente, es un “componente importante en la respuesta inmunitaria de los animales” a la infestación parasitaria, afectando el desarrollo y establecimiento de los parásitos e influyendo en sus efectos patogénicos (Armando Nari, 2003, P, 28).

La incorporación de proteínas en la dieta de los animales, puede influir en la resistencia a la infestación parasitaria, aumentando el grado de expresión de la respuesta inmune. Sin embargo, la inmunidad contra los parásitos podría quedar retardada, cuando los nutrientes como las proteínas son utilizadas en otros procesos metabólicos, tales como el crecimiento, preñez o lactancia (Armando Nari, 2003, P, 28).

Existen estudios que la suplementación con proteínas, pueden hacer más marcada las diferencias entre hospedadores susceptibles, y resistentes, debido a un efecto de estímulo (booster) donde las IgA se activan con mayor eficacia (Baker, 1999, p. 73). El efecto inmunitario de la suplementación con proteínas dependerán de cuán deficitario sea el estado de los animales y su manejo zootécnico, ya que la función inmunitario (Kahn et al., 2000, p. 195).

El papel de los sistemas de manejo de los animales, en la regulación de las dosis infestante puede ser destacado, por ejemplo, explotación extensiva o intensiva, manejo de animales y sus grupos de edad, densidad de población, normas de pastoreo, posibilidades de contactos directos e indirectos con animales silvestres, etc., deficiencias alimentarias en cantidad y calidad, situaciones de estrés (Cordero, et al., 1999, p. 39).

1.3.2.2 ANIMALES RESISTENTES

Un número sustancial de evidencias, han demostrado que, “en nemátodos gastrointestinales, existen diferencias genéticas entre razas en términos de su habilidad, para responder a desafíos larvarios, desde la pastura” (Stachurski, 1993, p. 34)

Es conocido, el hecho de que, una vez establecida la resistencia a nematodos gastrointestinales, se mantiene de por vida y es efectiva para distintas especies de estos grupos parasitarios. Estas razas/poblaciones de bovinos, requieren un mínimo de tratamientos antiparasitarios y en consecuencia pueden ser utilizados en estrategias CIP sostenibles. En el caso de La raza Brown Swiss, se conoce que es una raza rústica y resistente a patologías productivas y digestivas, como la mastitis y las enteritis por bacterias (Baker, 1999, p. 74).

Aún está en estudio la resistencia de esta raza ante los parásitos, pero se comenta que, por la presencia de un número alto de parásitos, se produce una respuesta inmunitaria mayor en esta raza que en otras (Baker, 1999, P. 74).

CAPÍTULO II

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 MATERIALES

Los materiales necesarios para realizar la investigación se detallan a continuación:

- Los materiales de campo utilizados para el examen clínico, la toma de muestras de sangre y heces de los bovinos fueron:
 - Automóvil 4X4
 - Overol
 - Botas
 - Guantes de látex
 - Guantes ginecológicos
 - Agujas vacutainer ®
 - Alcohol 70%
 - Termo refrigerante
 - Geles refrigerantes
 - Tubos de muestras sanguíneas sin anticoagulante
 - Tubos de muestras sanguíneas con EDTA
 - Algodón
 - Envase para recolección de heces
 - Fichas de datos de examen clínico
 - Fichas de datos de muestras sanguíneas
 - Ficha de datos de exámenes coproparasitarios
 - Fonendoscopio
 - Termómetro
 - Envase para desechos corto-punzantes
 - Envase para desechos con material orgánico-infeccioso.

- Se necesitó muestras de sangre y heces de bovinos, considerando para cada animal muestreado por cada grupo etario.
- Para el envío de las muestras sanguíneas y de heces, se utiliza termos para refrigeración, hasta su destino final en el laboratorio LIVEX LAB, donde se analizan las muestras.

Los materiales de los coproparasitarios utilizados para las muestras de heces, son los siguientes:

- **Técnica de Mc Master:**
 - Mortero
 - Envases graduados en 100 ml, uno con tapa hermética
 - Colador común
 - Cámara de Mc Master®
 - Pipeta plástica (LIVEXLAB, 2013)
- **Técnica Baermann:**
 - Embudo de vidrio de 15 cm de diámetro con un tubo de látex en su pico
 - Malla de alambre tejido de 15 cm de diámetro
 - Gasa
 - Pinza de Mohr
 - Agua desclorada
 - Tubo de centrifuga de 50 ml
 - Pipeta
 - Cámara abierta para recuento de larvas
 - Solución de Azul de Metileno al 0,2% (LIVEXLAB, 2013)

- **Técnica DSS:**
 - Solución de DSS: 5 ml de detergente común, 1 ml de alumbre de Hierro 1%, agua destilada 1 litro.
 - Mortero
 - Colador común
 - Tamiz de 250 mm de abertura
 - Bomba de vacío o tubo plástico de 3 mm de diámetro - Tubo de 100 ml, 3-4 cm de diámetro
 - Placa de Petri (LIVEXLAB, 2013)

2.2 MÉTODOS

- El estudio se realizó en el criadero de ganado Brown Swiss “Casanto Pamba de Palugo” con la siguiente ubicación geográfica:
 - **Ubicación:**
 - **País:** Ecuador.
 - **Provincia:** Pichincha.
 - **Cantón:** Quito.
 - **Parroquia:** Pifo.
 - **Barrio:** Palugo.
 - **Dirección:** Km 2 vía Pifo – Sangolquí.
 - **Altitud:** 2760 msnm.
 - **Temperatura promedio:** 12-15°C
 - **Humedad:** 75%.
 - **Precipitación:** 500 a 1000 mm/año.
 - **Finca:** “Criadero de raza Brown Swiss Casanto Pamba de Palugo”.
 - **Coordenadas:** Latitud: 15° 15' 00" S. Longitud: 78° 20' 00" W

2.2.1 DISEÑO EXPERIMENTAL

La población total está constituida por 75 animales de 3 grupos etarios: 0-6 meses, 7-18 meses y vacas en producción. Si bien una muestra representativa de la población estaría constituida por 63 animales en los diferentes grupos, de acuerdo a las limitaciones del tipo de estudio, fue posible tomar una muestra de 7 animales por grupo etario con un total de 21 animales seleccionados aleatoriamente dentro de cada grupo.

De cada muestra obtenida de los 7 animales seleccionados de cada grupo, se realizaron exámenes individuales para cada método de diagnóstico parasitario, clínico, hemograma completo y perfil metabólico.

Se realizaron 6 muestras en los 3 meses, cada 15 días para el examen de heces por cada animal. En el caso del examen físico se realizaron de igual manera cada 15 días, es decir 6 muestras por animal y en el caso del examen de sangre se realizaron 3 muestras, 1 por mes.

Este estudio se realizó en los meses de Agosto, Septiembre y Octubre de 2013.

2.2.2. MODELOS ESTADÍSTICOS

El análisis consideró tanto la observación directa, así como pruebas estadísticas de control que permitan determinar si los valores están superando los límites, no lo están haciendo o existe una tendencia. Adicionalmente se consideraron pruebas de hipótesis “para determinar si existen diferencias significativas entre los resultados obtenidos entre una muestra y otra y entre grupos etareos”, para ello se utilizó la prueba de hipótesis con datos pareados, pues los nuevos valores obtenidos en una segunda muestra corresponden al mismo grupo de animales, pero en un período distinto.

2.2.3 TOMA DE MUESTRAS SANGUÍNEAS

Las muestras se tomaron a la hora del ordeño de la mañana, el primer grupo para la extracción de las muestras son las vacas, donde los animales fueron

puestos en los collarines del establo, después del ordeño de cada animal se procedió a extraer la muestra sanguínea. El siguiente grupo fueron las terneras de 0-6, que estaban en corrales especiales para su alimentación y por último las vaconas de 6-18 meses, las mismas que fueron llevadas a una manga, para la toma de muestra. Estas estaban en un corral separado del establo, donde les transportaban para su alimentación.

De cada uno de los animales se extrajo una muestra de 4 ml, utilizando para ello punción venosa en la vena coccígea, utilizando agujas Vacutainer® y tubos de muestra sanguínea sin anticoagulante y tubos con EDTA, este muestreo se repitió por tres ocasiones, una vez por mes, durante tres meses.

2.2.4 TOMA DE MUESTRAS DE HECES

Las muestras de heces se tomaron de la misma secuencia que las muestras sanguíneas, de cada uno de los grupos de animales, se colectó una muestra de heces de aproximadamente 25 - 30 g. directamente del recto, utilizando guantes de látex o de palpación rectal, se colocaron las muestras en refrigeración para ser procesadas en el laboratorio, previa su identificación.

Este muestreo se repitió consecutivamente cada 15, días durante los tres meses de la tesis. La identificación de las muestras de heces se, realizó marcando el arete del animal en el guante de recolección.

2.2.5 PROTOCOLO DE ENVÍO DE MUESTRAS AL LABORATORIO

Para las muestras sanguíneas y las muestras de heces, se enviaron al laboratorio en dos termos de refrigeración con geles refrigerantes "para evitar la contaminación de las muestras", La identificación de cada muestra sanguínea y fecal se realizaron para cada grupo etario de la siguiente manera:

- Arete
- Nombre
- Fecha de nacimiento

El envío de las muestras, se realizó al terminar el protocolo de recolección de las mismas, para evitar la alteración de los resultados por contaminación o degradación de las muestras (LIVEX LAB, 2014, pp. 9-10).

2.2.6 EXAMEN CLÍNICO GENERAL

Se practicó un examen clínico general, después de haber recolectado las muestras. El examen consistió en registrar los datos ofrecidos por la anamnesis y practicando a continuación el examen físico de cada uno de los animales, registrando los valores de:

- **Frecuencia cardíaca:** El procedimiento para medir la frecuencia cardíaca, se auscultó con el estetoscopio en la zona intercostal detrás del codo izquierdo y se realizó el conteo de los latidos cardiacos por un minuto.
- **Frecuencia respiratoria:** Los movimientos respiratorios se observaron en los costillares y en los flancos, contándolos por un minuto.
- **Pulso arterial:** La frecuencia del pulso se midió por palpación de las arterias periféricas las cuales pueden ser: Arteria maxilar externa, arteria mediana, arteria safena, arteria coccígea y la bifurcación de la aorta por palpación rectal, presionando las arterias con los dedos índice y medio y contar los pulsos por un minuto.
- **Tiempo de llenado capilar:** Este parámetro se midió por presión de las mucosas gingivales y esperar a que se restablezca la coloración y contando el tiempo retorno sanguíneo.
- **Palpación de ganglios linfáticos:** Los ganglios linfáticos se palparon iniciando por la cabeza con los ganglios mandibulares (situados en la cara interna de la mandíbula), ganglios parotídeos (ubicados en la articulación de la mandíbula), ganglios retro faríngeos mediales (ubicados en la porción caudo-dorsal de la faringe), ganglios retro

faríngeos laterales (situados por detrás de la fosa de las alas de la vértebra C1, ganglios pre-escapulares (localizados por delante de la articulación del hombro, ganglios sub-iliacos (ubicados en el tercio inferior de la tuberosidad iliaca), ganglios mamarios (localizados en la hembras en la parte inferior de la pelvis caudal a la ubre.

- **Temperatura rectal:** La temperatura corporal se midió por medio de un termómetro rectal, aplicando un lubricante sobre él, se introduce el termómetro por el recto y se espera por dos minutos y se dio lectura a la temperatura marcada.
- **Palpación general:** Se palparon todas las zonas del cuerpo del animal, para descubrir si existían lesiones o anomalías en las regiones anatómicas externas de los animales
- **Auscultación abdominal:** Se auscultaron la zona abdominal izquierda y derecha, para escuchar si existían posibles alteraciones digestivas.
- **Examen nervioso básico:** Los parámetros a evaluar en el examen nervioso básico, fueron de: comportamiento, reflejos defensivos (acercar objetos a los ojos) reflejos tendinosos (reflejo palpebral y reflejo anal) y sensibilidad aplicando punción en el dorso del animal.
- **Examen oftalmológico básico:** Se realizó por observación externa de la anatomía ocular y mediante el la observación con luz directa a los ojos observando las reacciones oculares.
- **Deshidratación:** Este parámetro se midió por palpación y estiramiento del pliegue cutáneo en la zona cervical.
- **Peso:** El peso de los animales se calculó por medición con cinta de peso bovina, midiendo por el perímetro torácico y observando el peso marcado en la cinta (Montes, 1994, p. 68-70).

Este examen clínico se repitió consecutivamente cada 15 días durante tres meses, junto con la recolección de muestras de heces.

Todos los datos se llenaron en fichas para las diferentes muestras y exámenes clínicos y se realizaron en un plazo de 3 meses.

2.2.7 PROTOCOLO DE ELIMINACIÓN DE DESECHOS ORGÁNICOS Y CORTOPUNZANTES

Los materiales utilizados en las tomas de muestras sanguíneas, como agujas Vacutainer ®, fueron sellados en envases de plástico y marcados como material cortopunzante y enviados a un contenedor para su recolección y posterior eliminación. Los materiales con desechos orgánicos como algodones, gasas, guantes de látex, guantes de palpación rectal, tubos de muestras sanguíneas con EDTA y tubos sin anticoagulante Vacutainer ®, fueron colocados en envases de plástico para luego ser enviados a contenedores específicos para su eliminación (LIVEX LAB, 2014, pp. 9-10).

2.3 EXÁMENES DE LABORATORIO

2.3.1 MUESTRAS SANGUÍNEAS

Con las muestras obtenidas y enviadas en termos refrigerados a 5°C, se procedió a realizar los exámenes de perfiles metabólicos hepato – renales, mediante la técnica de colorimetría y hemogramas completos con el método de conteo digital de glóbulos rojos y blancos, utilizando el equipo del laboratorio LIVEX LAB.

2.3.2 ANÁLISIS COPROPARASITARIO

Para el diagnóstico parasitario se procedió con la aplicación de distintas técnicas:

- Se realizaron exámenes coproparasitarios mediante la técnica de Mc Master ® para determinar la presencia y cantidad de huevos de parásitos nematodos gastrointestinales.
- Para establecer la presencia de huevos de parásitos hepáticos se aplicó el método de sedimentación con la técnica de DSS.
- Finalmente para comprobar presencia de larvas de nemátodos pulmonares, se utilizó el método de migración de larvas, con la técnica de Baermann.

Estas técnicas copro-parasitarias, fueron analizadas por el equipo de LIVEX LAB, tomando en cuenta los protocolos y procedimientos para las muestras.

2.3.2.1 EXÁMENES COPROPASITARIOS

2.2.3.3.1 TÉCNICA DE MC MASTER ®

Las técnicas cuantitativas, permiten determinar la cantidad de huevos u ooquistes que son eliminados con la materia fecal. La sensibilidad depende de la dilución de la materia fecal y del tamaño de las cámaras de conteo utilizadas. El resultado expresa el número de huevos u ooquistes por gramo de heces, HPG u OPG respectivamente. Se emplea la cámara de Mc Master ® (modificada por Roberts y O' Sullivan) que consta de 4 celdas de 1 x 2 cm de lado y 2,5 mm de espesor. Cada celda tiene 0,5 ml y el conjunto 2 ml. La cara inferior de la tapa que cubre la cámara está dividida en franjas, cuyo ancho es abarcado por el campo de un microscopio común cuando se enfoca con el objetivo de 10X (Vignau, et al., 2005, p. 161).

Procedimiento: Colocar en un envase de tapa hermética, 3 g de materia fecal y 60 ml de solución saturada de solución salina. Tapar y agitar para disolver las heces. Colar recogiendo la suspensión en otro envase. Dejar reposar sólo unos segundos para que floten los huevos de los parásitos. Tomar rápidamente una muestra con pipeta. Cargar las cuatro celdas de la cámara. Esperar 3 minutos

para que los huevos asciendan hasta la tapa de la cámara, y queden todos en el mismo plano de foco. Observar al microscopio con objetivo 10X (Vignau, et al., 2005, p. 161).

- **Cálculo del HPG:**

60 ml de solución.....3 g de heces

2 ml de solución..... $2 \times 3 / 60 = 0,1$ g de heces

El número de huevos contados en 2 ml corresponderá 0,1 g de heces, por lo tanto en un gramo habrá 10 veces más. El índice por el que se debe multiplicar el número de huevos totales es 10 (Vignau, et al., 2005, p. 161).

2.2.3.3.2 TÉCNICA DE BAERMANN

Los huevos larvados de *Dictyocaulus*, eclosionan rápidamente y es posible hallar las larvas en la materia fecal fresca. La técnica se fundamenta en el hidrotropismo y termotropismo positivo de las larvas (Vignau, et al., 2005, p. 167).

Procedimiento: Armar el dispositivo de Baermann. Llenar el embudo con agua. Colocar en contacto con el agua la malla de alambre tejido y sobre él, la gasa con la materia fecal extendida. Si se colocan 10 g, el resultado podrá expresarse en Larvas por Gramo de Heces (LPG). Mantener a temperatura ambiente. Esperar 24 horas para que se produzca lamigración y descenso de las larvas. Recoger en un tubo de centrifuga, 50 ml de sedimento. Centrifugar 5 minutos a 2500 rpm. Descartar el sobrenadante. Colectar con pipeta el sedimento y colocar en la cámara para recuento. Colorear con una gota de azul de metileno. Las larvas de *Dictyocaulus* sp de 350 μm , se observarán en vivo color rosado pálido (Vignau, et al., 2005, p. 167).

2.2.3.3.3 TÉCNICA DE DENNIS, STONE Y SWANSON (DSS)

Apta para la búsqueda de huevos de *Fasciola hepática* y *Paramphistomum* sp (Vignau, et al., 2005, p. 159).

Procedimiento: Disolver 3 g de materia fecal en 50 ml de solución de DSS. Filtrar por un colador, luego por el tamiz, y pasar al tubo. Dejar decantar 5 minutos. Sifonar las 3/4 partes del sobrenadante, puede utilizarse una bomba de vacío adosada a una canilla o sifonar con el tubo de plástico de 3 mm de diámetro. Suspende el sedimento en solución de DSS y repetir el proceso hasta obtener un líquido totalmente libre de detritos. Volcar el sedimento en una placa de Petri. Agregar 2-4 gotas de Lugol o teñir por contraste con azul de metileno o verde de metilo al 0,5% (optativo). Observar en lupa con 4X (Vignau, et al., 2005, p. 167).

2.4 INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

2.4.1 INTERPRETACIÓN DE MUESTRAS SANGUÍNEAS

- **PERFILES METABÓLICOS:** Los valores promedio de los perfiles metabólicos que se utilizan en la investigación son los siguientes:
 - Urea = 2-6,6 mmol/L
 - Creatinina = 88,4-176,8 μ mol/L
 - AST = 15-138 u/L
 - ALT = 5-69 u/L
 - Proteínas totales = 60-80 g/L
 - Albúmina = 32-43 g/L
 - Globulinas = 27-50 g/L (LIVEXLAB, 2013)

Todos los valores que se observen alterados a los expuestos, se deben tener en cuenta para un posible diagnóstico parasitario, relacionando con los otros exámenes.

- **HEMOGRAMA COMPLETO**

Los valores promedio de referencia del hemograma que se realiza para la investigación son los siguientes:

- CHCM = 300-360 gr/L
- Eosinófilos = 0,025-0,8 X 10⁹/L
- Fibrinógeno = 1-6 gr/dl
- Hematíes = 5-10 X 10¹²/L
- Hematocrito = 0,30-0,40 L/L
- Hemoglobina = 90-140 gr/dl
- HCM = 11-17 pg
- Leucocitos = 4-12 X10⁹/L
- Linfocitos = 2,7 7,5 X10⁹/L
- Monocitos = 0-0,8 X10⁹/L
- Neutrófilos = 0-0,1 X10⁹/L (LIVEXLAB, 2013)

Todos los valores alterados expuestos, se relacionan con diferentes afecciones que pueden estar relacionados a parasitosis como: anemia, eosinofilia, entre otros. Este examen se debe complementar con la bioquímica, el examen clínico y el coproparasitario.

2.4.2 INTERPRETACIÓN DE MUESTRAS FECALES

- **PARÁSITOS GASTROINTESTINALES**

- Los valores de los resultados de los coproparasitarios de parásitos gastrointestinales se miden: huevos por gramo (hpg) y explicando que especie de parásitos se encontró, si sale positivo.
- Si es negativo, se expresa: No se observaron parásitos (NSO).

Se puede observar pocos o muchos huevos por gramo de nemátodos gastrointestinales, que según el estado de salud y/o inmunidad, los animales, se observan afectados (LIVEXLAB, 2013).

- **PARÁSITOS HEPÁTICOS**

- Si el resultado es positivo, se expresa: POSITIVO y se determina la especie de parásito hepático, ya que la única presencia de un huevo de parásitos hepáticos puede afectar el hígado y conductos biliares del animal.
- Si el resultado es negativo se expresa: NEGATIVO (LIVEXLAB, 2013).

- **PARÁSITOS PULMONARES**

- El resultado de la presencia de larvas de parásitos pulmonares se expresa: POSITIVO y se determina la especie de parásito pulmonar.
- El resultado a la ausencia de larvas de parásitos pulmonares se expresa: NEGATIVO (LIVEXLAB, 2013).

Todos estos resultados relacionados a todos los exámenes sanguíneos y clínicos, aportan datos para el diagnóstico de enfermedades parasitarias y el estado general de los diferentes grupos etarios de la tesis.

2.4.3 INTERPRETACIÓN DE EXAMEN CLÍNICO.

- **Frecuencia cardiaca:** Los rangos de frecuencia cardiaca se debe diferenciar entre un bovino adulto y un ternero, ya que los valores varían en gran medida por su edad y metabolismo. Los valores de frecuencia cardiaca en un bovino adulto es de 70-90 lpm y en terneros 90-110 lpm. Toda frecuencia alta que sobrepase los valores normales (taquicardia) se puede deber posiblemente a una patología, de igual forma el

descenso anormal de la frecuencia (bradicardia) puede ser otro signo de una patología.

- **Frecuencia respiratoria:** Los valores de la frecuencia respiratoria varían de igual forma según la edad del bovino, la frecuencia respiratoria en un bovino adulto es de 15-35 rpm y en terneros 50 rpm.
- **Pulso arterial:** El pulso va relacionado con la frecuencia cardiaca evaluando al mismo tiempo los dos parámetros.
- **Tiempo de llenado capilar:** Este parámetro por presión de las mucosas gingivales, se debe esperar a que se restablezca la coloración y contando el tiempo retorno sanguíneo, y el tiempo no debe pasar de 2 segundos ya que la prolongación del tiempo de llenado capilar puede ser causa de una anemia.
- **Palpación de ganglios linfáticos:** Los ganglios normalmente son elásticos, móviles, sin lobulaciones y en ciertas ocasiones no se pueden palpar, en el caso de nodulaciones, aumento de tamaño y dolor a la palpación se deben anotar en la ficha clínica.
- **Temperatura rectal:** La temperatura varía según la edad del animal, el momento del día en el que se mide y la actividad que esté realizando. Los animales adultos poseen una temperatura rectal de 38-39°C y los terneros 38,5-39,5°C. En casos de una infestación parasitaria aguda estos valores pueden estar incrementados (fiebre), debiendo verificar si no existe una infección que la provoque.
- **Palpación general:** En este examen se debe confirmar o descartar la presencia de heridas o anomalías en la estructura externa del animal y anotar si existe casos de heridas superficiales, profundas, miasis, cojeras, dermatitis, normal, etc.
- **Auscultación abdominal:** Este examen se debe identificar los sonidos normales para diferenciar de los anómalos como sonidos timpánicos, gases, ausencia de sonidos, normales, etc.

- **Examen nervioso básico:** Los parámetros a evaluar se identificarán por los diferentes exámenes realizados ya sean en los de conducta como (hiperactivo, deprimido, nervioso, insensibilidad, sensibilidad normal o hipersensibilidad, etc.)
- **Examen oftalmológico básico:** Los parámetros a evaluar es la identificación de midriasis, miosis, bajo relejo palpebral, reflejos normales, etc.
- **Deshidratación:** La observación a identificar es el tiempo de retomo del pliegue cutáneo, debido al estado deshidratado el pliegue demorará en regresar a su estado normal y en ciertas ocasiones se mantendrá levantado. El tiempo de retomo del pliegue cutáneo no debe pasar de los dos segundos, y el valor de deshidratación fisiológica en bovinos es de 5%.
- **Peso:** El peso de los bovinos de raza Brown Swiss en adultos es de 600-700Kg y los terneros al nacer hasta los 6 meses de 45-200Kg (Montes, 1994, p. 68-75).

Cualquier alteración de los parámetros del examen físico, puede comprobar una anomalía o patología. En el caso de parasitosis gastrointestinales, podemos encontrar alteraciones en la consistencia de las heces como: diarreas, temperatura elevada, en casos graves deshidratación, caquexia, frecuencia cardíaca y pulso alterado, etc.

En la presencia de parásitos hepáticos, se puede observar además, de los parámetros alterados anteriormente, edemas, mucosas anémicas, baja de peso, etc.

Las patologías de parásitos pulmonares, presentan signos como: la alteración de la frecuencia respiratoria, frecuencia cardíaca, sonidos anormales de los pulmones, etc.

Todos los parámetros, se deben tener en cuenta para comparar con los exámenes de laboratorio, para observar en estado de salud de los tres grupos de estudio y el manejo aplicado en la ganadería.

CAPÍTULO III

3. EXPOSICIÓN DE RESULTADOS

En la presente tesis, realizada en el criadero de ganado Brown Swiss "Casanto Pamba de Palugo", los análisis se realizaron en tres grupos etarios (0-6 meses, 7-18 meses y vacas en producción), con un total de 126 muestras de heces, 63 muestras de sangre para los perfiles metabólicos y 63 muestras de sangre para el hemograma.

3.1 RESULTADOS DE COPROPARASITARIOS

Se determinó, que los grupos etarios de terneras de 0-6 meses, vaconas de 7-18 meses y vacas en producción, presentan diagnóstico positivo de parásitos gastrointestinales, nemátodos y sobre todo de *Strongyloides*.

En los exámenes coproparasitarios realizados en los grupos de estudios observados en la (Tabla 3.1), se determinó que los 21 animales muestreados, presentan parásitos gastrointestinales y la ausencia de parásitos pulmonares y hepáticos.

3.1.1 PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

Los exámenes de coproparasitarios observados en la (Tabla 3.1), demuestran el alto grado de infestación parasitaria, que afecta al grupo de terneras de 0-6 meses al inicio del muestreo y reduciendo la carga parasitaria al final del muestreo, por el aumento de la actividad inmunitaria durante el desarrollo de los animales. El grupo de 7-18 meses y de vacas en producción, evidencian una menor carga parasitaria en relación al grupo de terneras.

El grupo etario, con mayor afectación por infestación de parásitos, con un total de 10865 de huevos por gramo es el grupo de terneras de 0-6 meses de edad, es decir un promedio por muestra 258 huevos por gramo, llegando algunas

terneras, a tener hasta 1950 huevos por gramo, un valor bastante alto, continuando con un total de 2982 huevos por gramo las vacas en producción, es decir un promedio de 44 huevos por gramo, y en menor cantidad con un total de 1852 el grupo de 7-18 meses, con un promedio de 42 huevos por gramo. Esto se observa en la (Tabla 3.2) y en el (Gráfico1). Estos resultados, se relacionan con los restantes exámenes realizados a los grupos en estudio, lo que se comprueba con el estado parasitario del ganado con su salud.

Tabla 1. Resultados de exámenes coproparasitarios. Parásitos gastrointestinales.

GRUPO ETARIO	GASTROINTESTINALES							
	NOMBRE	1 MUESTRA	2 MUESTRA	3 MUESTRA	4 MUESTRA	5 MUESTRA	6 MUESTRA	
0-6 MESES	KORINA	400	178	134	70	259	222	
	DORA	1950	1300	222	175	78	110	
	MILAGROS	250	900	500	270	155	124	
	KARLA	0	160	78	120	134	76	
	GENNY	0	200	111	256	45	49	
	FALCO	0	489	350	90	104	89	
	MONTY	450	390	150	89	71	67	
7-18 MESES	NOMBRE	# HUEVOS/ GRAMO						
	GITANA	0	0	0	0	56	45	
	KIKI	0	66	0	78	90	66	
	ZULU	80	113	97	56	78	64	
	SIESTA	0	0	0	43	55	34	
	MARIONETA	134	65	78	45	88	66	
	CHISPA	0	34	45	44	34	66	
	MARACUYA	0	0	0	0	54	78	
VACAS EN PRODUCCIÓN	NOMBRE	# HUEVOS/ GRAMO						
	MONA	50	98	115	107	122	105	
	ESPAÑOLA	50	114	145	137	69	99	
	641	GUAPA	150	226	189	156	178	163
	786	MIÑON	0	0	34	65	76	45
	667	GUACA	0	0	0	57	74	90
	715	ENCANTADA	0	0	0	0	45	44
	670	CRISTINA	0	23	12	34	56	54

3.1.2 PARÁSITOS PULMONARES

El diagnóstico de parásitos pulmonares realizado en los coproparasitarios, fue negativo en todos los animales de los grupos de terneras de 0-6 meses,

vaconas de 7-18 meses y vacas en producción, el ganado no presentó ningún signo o síntoma, de una posible infestación de parásitos pulmonares.

3.1.3 PARÁSITOS HEPÁTICOS

El resultado de parásitos hepáticos en los tres grupos etarios, es negativo. Se diagnosticó por coproparasitarios, mediante la aplicación de la técnica de sedimentación, la presencia de trematodos como: F. hepática. Los animales de los grupos de terneras de 0-6 meses, vaconas de 7-18 meses y vacas en producción no presentaron signos o lesiones de infestación parasitaria hepática.

Tabla 2. Resultados de Coproparasitarios de Concentración de Huevos de Parásitos Nemátodos en cada Grupo Etario durante los tres meses de estudio.

GRUPO ETARIO	# HUEVOS	PROMEDIO/MUESTRA
Terneras 0-6 Meses	10865	258
Vaconas 7-18 Meses	1852	42
Vacas en Producción	2982	44

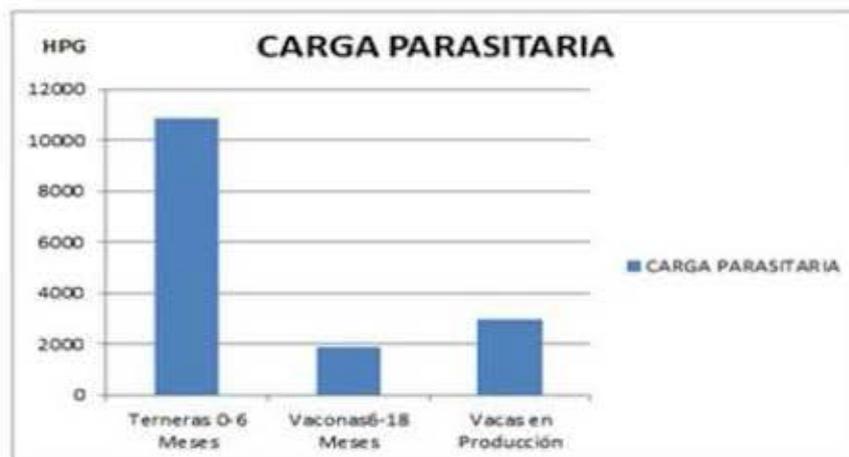
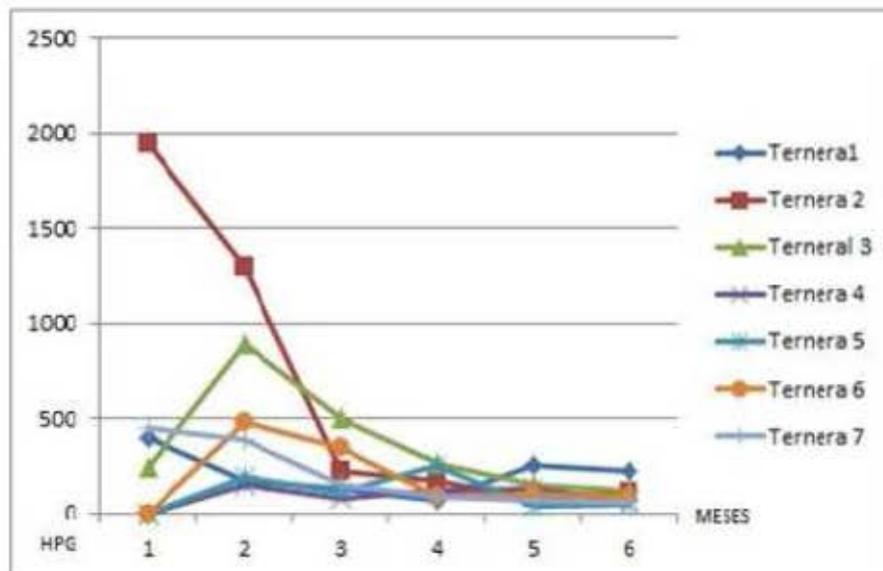


Gráfico 1: Concentración de parásitos nematodos encontrados en los tres grupos etarios durante los tres meses de estudio.



(Figura 2: Análisis estadístico de la tendencia de los resultados coproparasitarios del grupo de 0 - 6 meses.

Nota: Como se puede observar, si bien el nivel de parásitos es alto, algunos animales principalmente el número 1 y 3 (878 y 871) tienen valores muy altos, mientras que los demás están dentro de un rango hasta 500 huevos/gramo. Por otra parte se puede observar que los valores tienen la tendencia a estabilizarse,

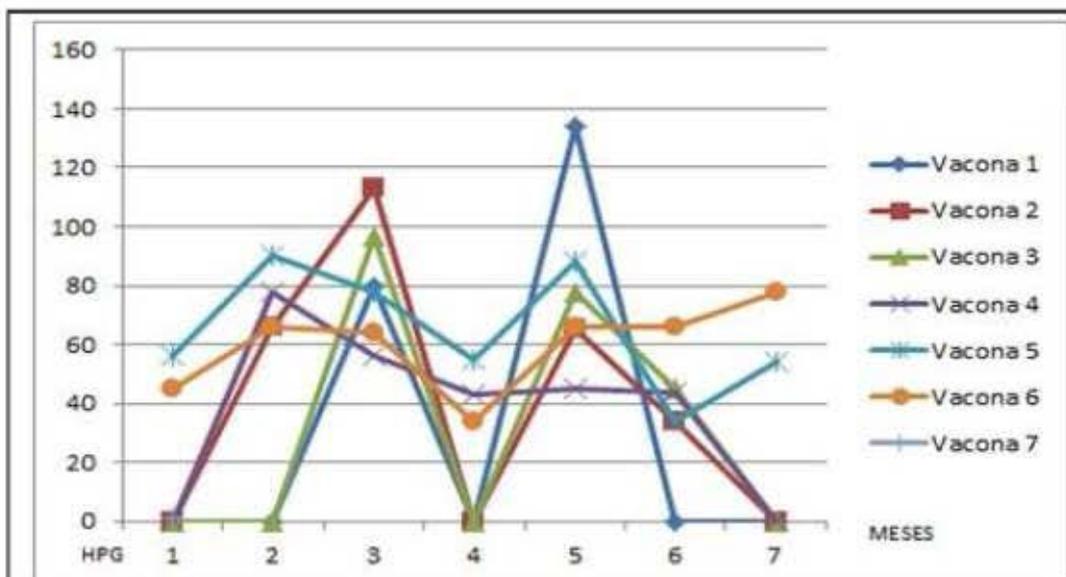


Figura 3: Análisis estadístico de la tendencia de los resultados coproparasitarios del grupo de 7 – 18 meses.

Nota: En el caso del grupo de 7 a 18 meses los valores son completamente distintos, se alcanzan valores máximos alrededor de 130 huevos/gramo, pero con una tendencia completamente variable.

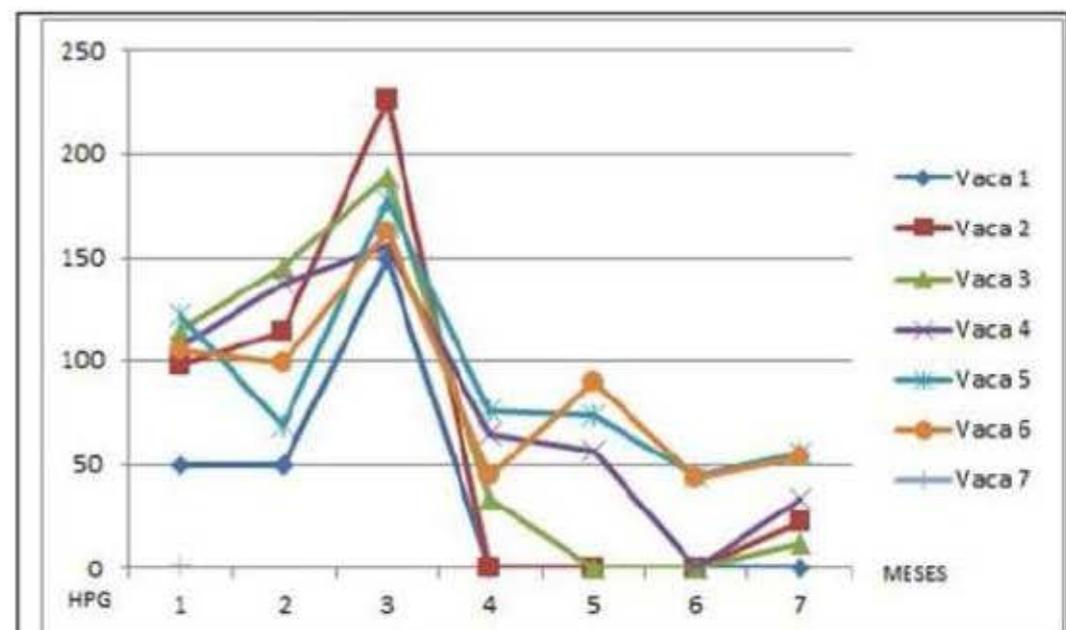


Figura 4: Análisis estadístico de la tendencia de los resultados coproparasitarios del grupo de vacas en producción.

Nota: Finalmente las vacas en producción en una primera muestra se obtuvo valores entre 50 y 125, con una tendencia a crecer para la segunda muestra y es claro el incremento a la tercera muestra, que es cuando los animales fueron trasladados a nuevos potreros, posteriormente se vuelve a observar una baja y normalidad de parásitos para las siguientes muestras.

3.2 RESULTADOS DE PERFILES METABÓLICOS HEPATO-RENALES

En los exámenes bioquímicos, de 21 muestras estudiadas en los tres grupos, se encontraron un incremento marcado en relación a los valores de globulinas, y la presencia de hipoalbuminemia, observados en la (Tabla 3.3 y 3.4). Los valores representados por los metabolitos: Urea, creatinina, ALT y AST, están en los parámetros normales, evidenciando el correcto estado de salud del hígado y los riñones, estos resultados se presentan en los anexos 8, 9, 10 y 11.

3.2.1 RESULTADOS DE ALBÚMINA

Los resultados de los valores de albúmina, demuestran la presencia de hipoalbuminemia en el grupo de terneras de 0-6 meses de edad, que representa a las terneras más afectadas con la alta carga parasitaria (Tabla 3.3). Los valores de albúmina se incrementaron durante la investigación, conforme la carga parasitaria disminuyó.

Tabla 3. Resultados del examen de albúmina.

GRUPO ETARIO	ALBUMINA				
	NOMBRE	FECHA NAC	1 MUESTRA	3 MUESTRA	6 MUESTRA
0-6 MESES	KORINA	11/03/2013	27 g/L	30 g/L	32 g/L
	DORA	27/03/2013	25 g/L	31 g/L	32,5 g/L
	MILAGROS	20/03/2013	33 g/L	33g/L	32 g/L
	KARLA	05/06/2013	33 g/L	36g/L	37g/L
	GENNY	13/07/2013	32 g/L	32g/L	36 g/L
	FALCO	25/05/2013	33g/L	32,6g/L	35 g/L
	MONTY	17/02/2013	32 g/L	33 g/L	32,3g/L
	7-18 MESES			32 - 43 g/L	
GITANA		04/01/2013	33g/L	37,4g/L	38,4g/L
KIKI		26/01/2013	35g/L	40g/L	39,9g/L
ZULU		15/02/2013	33 g/L	34 g/L	36 g/L
SIESTA		21/04/2012	33g/L	36,4 g/L	32g/L
MARIONETA		20/05/2012	32 g/L	35 g/L	38g/L
CHISPA		01/07/2012	32g/L	33 g/L	34,2 g/L

	MARACUYA	17/09/2012	33g/L	36,4g/L	39,7g/L
VACAS EN PRODUCCIÓN	NOMBRE	FECHA NAC	32 - 43 g/L		
	MONA	08/07/2009	32g/L	34 g/L	34 g/L
	ESPAÑOLA	27/11/2004	35 g/L	37g/L	38g/L
	GUAPA	11/01/2004	35 g/L	34g/L	33 g/L
	MIÑON	06/03/2010	40g/L	43g/L	33,9g/L
	GUACA	15/05/2005	36g/L	38g/L	40,1g/L
	ENCANTADA	17/07/2007	38g/L	40g/L	36g/L
	CRISTINA	05/02/2005	36g/L	34g/L	35,8g/L

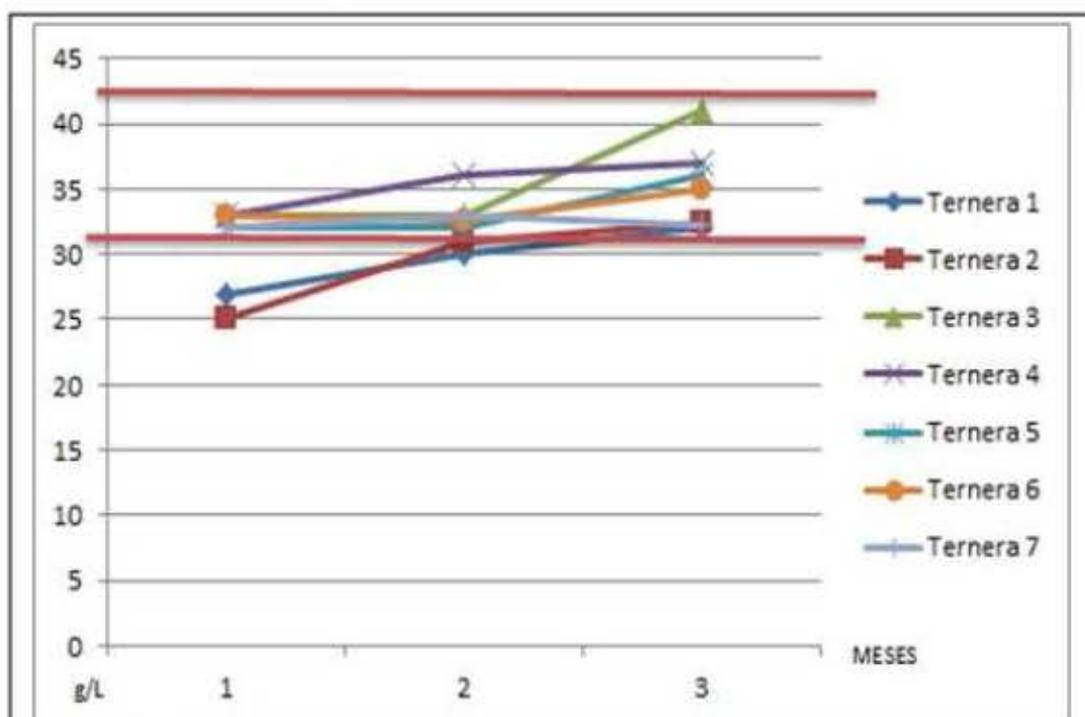


Figura 5: Resultados de albumina para terneras de 0 a 6 meses y los límites de control.

Nota: Como se puede observar en el gráfico a continuación, para las terneras de 0 a 6 meses, igual que en el caso anterior, para las terneras 1 y 2 los valores sobrepasaron los límites, mientras que los demás se mantienen dentro del rango e inclusive estos animales han logrado aumentar la albúmina hasta alcanzar valores normales ya para una tercera muestra.

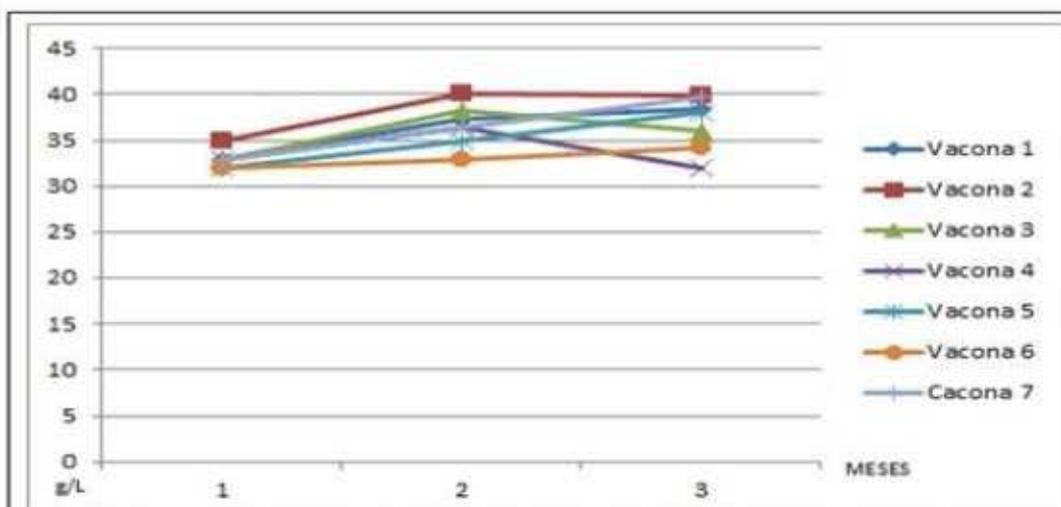


Figura 6: Resultados de albumina para grupo etario de 7 a 18 meses y los límites de control.

Nota: En el caso de 7 a 18 meses, los resultados muestran estar dentro de los rangos, aunque ciertos animales llegan al límite, pero aún están dentro de control.

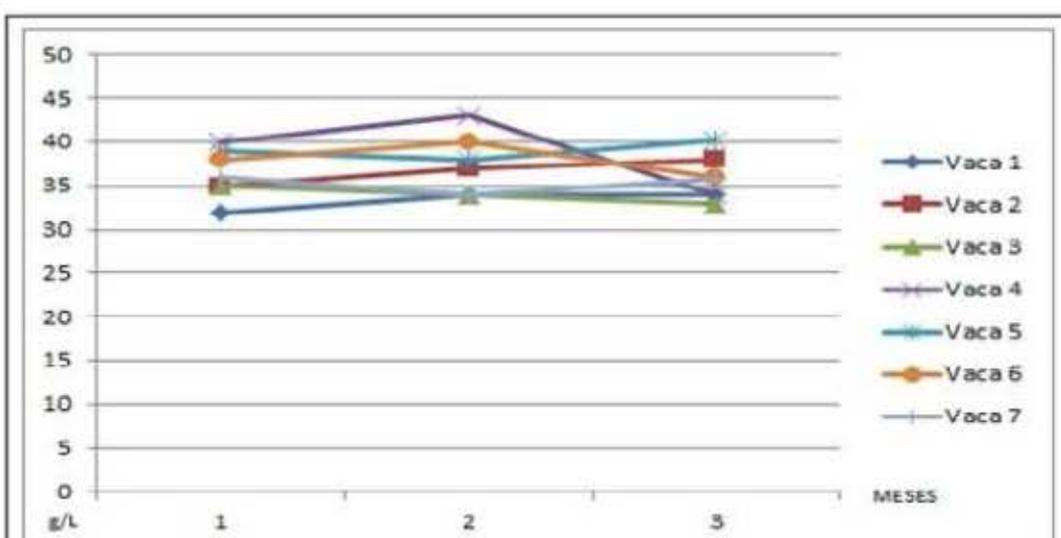


Figura 7: Resultados de albumina para vacas en producción y los límites de control.

Nota: De igual manera en el caso de las vacas en producción, se observa valores dentro de los límites aceptables.

3.2.2 RESULTADOS DE GLOBULINAS

Los valores de globulinas, se observan alteración al igual que los resultados de los parámetros de albúmina, que demuestran un incremento en globulinas, en las dos terneras afectadas por la carga parasitaria.

Tabla 4. Resultados de examen de globulinas.

GRUPO ETARIO	GLOBULINAS				
	NOMBRE	FECHA NAC	1 MUESTRA	2 MUESTRA	3 MUESTRA
0-6 MESES	KORINA	11/03/2013	50,6g/L	52g/L	49,7 g/L
	DORA	27/03/2013	54,3g/L	49,7g/L	47 g/L
	MILAGROS	20/03/2013	41,7g/L	48,6g/L	49,9g/L
	KARLA	05/08/2013	39,9g/L	44,3g/L	50 g/L
	GENNY	13/07/2013	40,2g/L	42,8g/L	44,8g/L
	FALCO	25/05/2013	38,8g/L	46,8g/L	43,7g/L
	MONTY	17/02/2013	49,9 g/L	48 g/L	47,8g/L
	7-18 MESES	NOMBRE	FECHA NAC	27 - 50 g/L	
GITANA		04/01/2013	28g/L	33g/L	37,1g/L
KIKI		26/01/2013	31g/L	34g/L	33,8g/L
ZULU		15/02/2013	36g/L	35,7g/L	39,6g/L
SIESTA		21/04/2012	36g/L	35,2g/L	36,4g/L
MARIONETA		20/06/2012	32g/L	33,7g/L	36,9g/L
CHISPA		01/07/2012	33g/L	36,8g/L	37,2g/L
MARACUYA		17/09/2012	40g/L	39,5g/L	36,4g/L
VACAS EN PRODUCCIÓN	NOMBRE	FECHA NAC	27 - 50 g/L		
	MONA	08/07/2009	49g/L	46 g/L	48 g/L
	ESPAÑOLA	27/11/2004	41 g/L	43 g/L	40g/L
	GUAPA	11/01/2004	49g/L	42g/L	48g/L
	MIÑON	06/03/2010	31g/L	37g/L	39g/L
	GUACA	15/05/2005	33g/L	38g/L	34,8g/L
	ENCANTADA	17/07/2007	39g/L	38g/L	37g/L
	CRISTINA	05/02/2005	39g/L	35g/L	36,5g/L

Tabla 5. Valores de albúmina en grupo de terneras de 0-6 meses con infestación parasitaria.

TERNERAS 0-6 MESES	MUESTRA 1	MUESTRA 2	MUESTRA 3
	ALBÚMINA g/L	ALBÚMINA g/L	ALBÚMINA g/L
KORINA	27 g/L	30 g/L	32 g/L
DORA	25 g/L	31 g/L	32,5 g/L

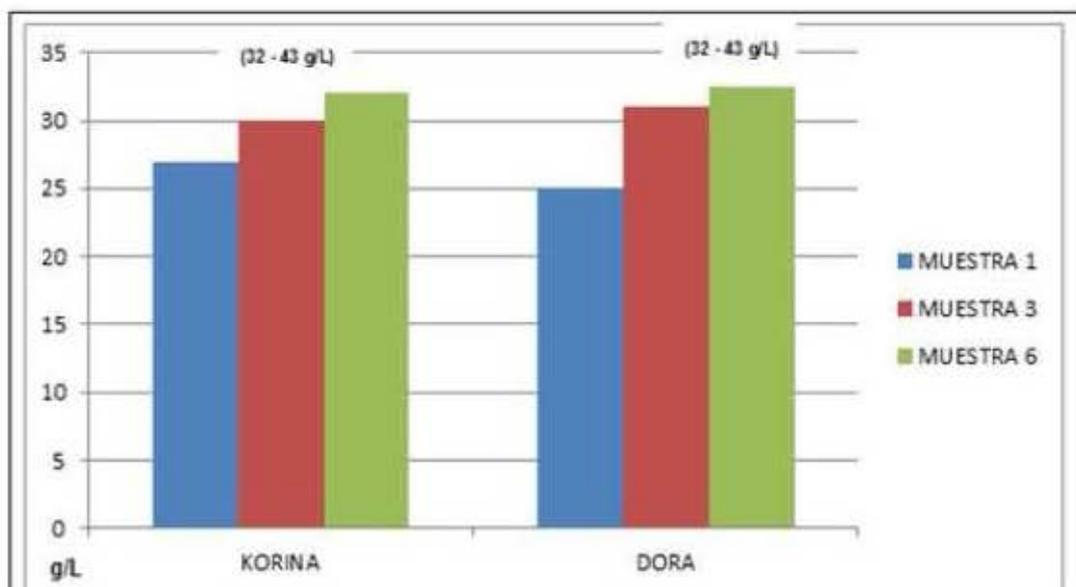
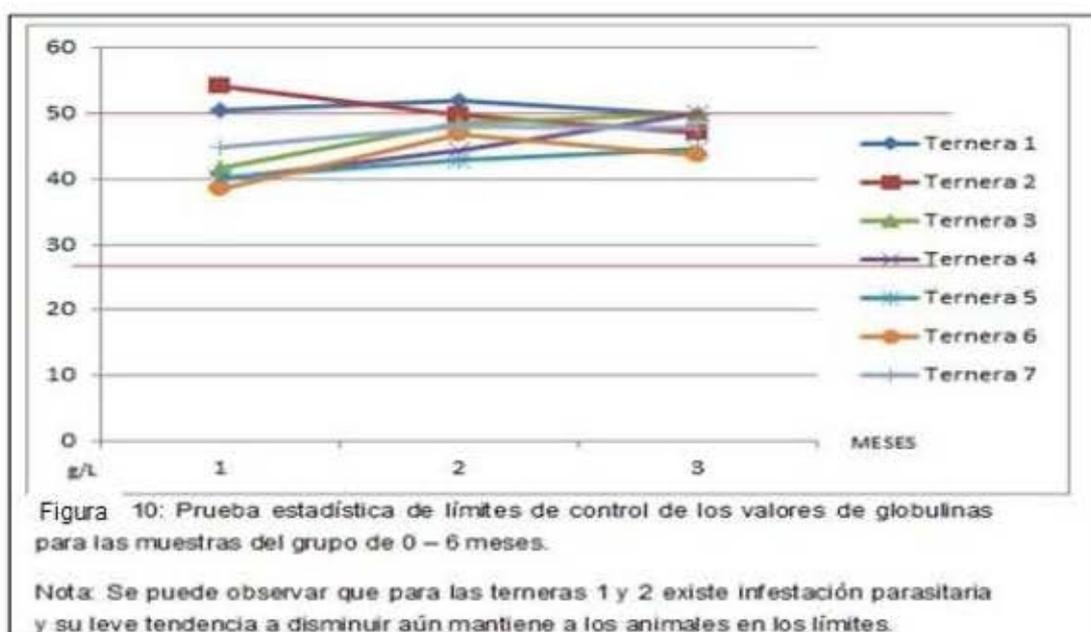
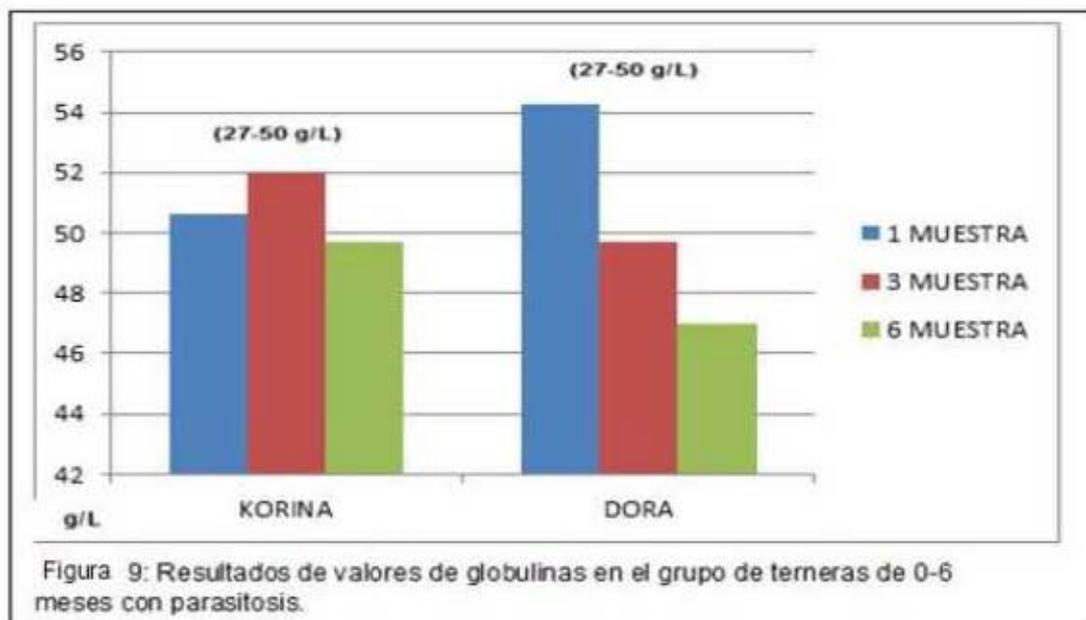


Figura 8: Resultados de valores de albúmina en el grupo de terneras de 0-6 meses afectadas con parasitosis.

Tabla 6. Valores de globulina en el grupo de terneras de 0-6 meses con infestación parasitaria.

TERNERAS 0-6 MESES	MUESTRA 1	MUESTRA 2	MUESTRA 3
	GLOBULINAS g/L	GLOBULINAS g/L	GLOBULINAS g/L
KORINA	50,6 g/L	52 g/L	49,7 g/L
DORA	54,3 g/L	49,7 g/L	47 g/L



Además se observa que existe una tendencia algo incremental de parásitos en el tiempo, aspecto que sería preocupante, pues como se observa en el siguiente caso de 6 a 18 meses, sucede algo similar, por ello se ha considerado realizar un prueba de hipótesis para determinar si existe incremento en los resultados de globulinas de una muestra a otra, la cual se analiza posteriormente.

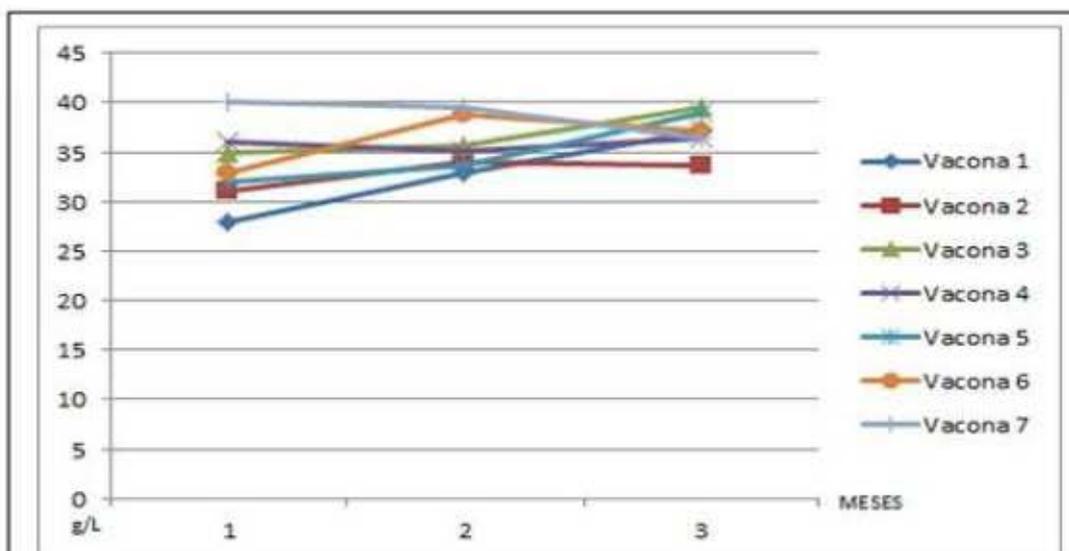


Figura 11: Prueba estadística de los límites de control de los valores de globulinas para las muestras del grupo de 7 – 18 meses.

Nota: Si bien los animales de 7 a 18 meses muestran resultados dentro de los límites de control, existe una cierta tendencia a incrementarse.

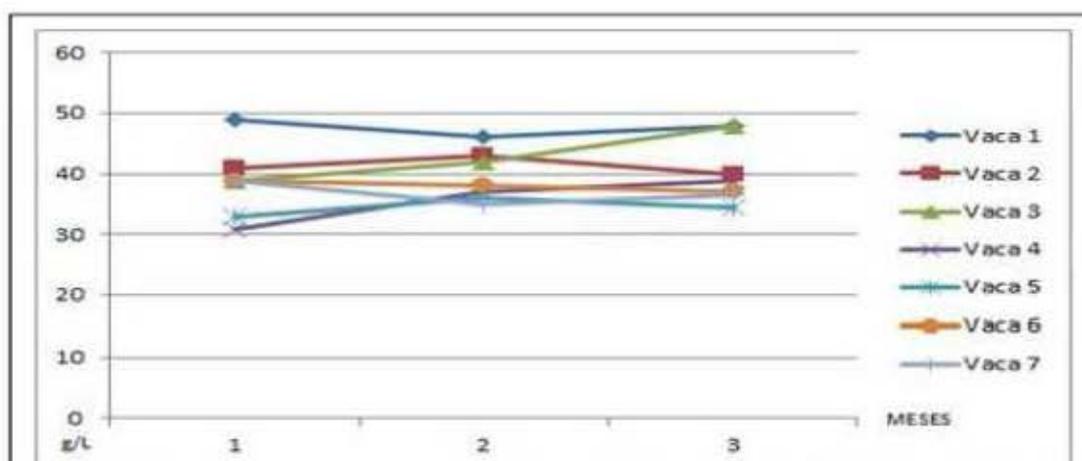


Figura 12: Prueba estadística de los límites de control de los valores de globulinas para las muestras del grupo de vacas en producción.

Nota: En el caso de las vacas en producción los valores también se encuentran dentro de control, sin observarse una tendencia específica.

3.2.2.1 Prueba estadística para muestras pareadas de los valores de globulinas para las muestras 1, 2, 3.

Para determinar si existe tendencia incremental en cuanto a los valores de los resultados del examen de globulinas se realizará una prueba de hipótesis para

muestras pareadas que permitirá determinar si existe una diferencia significativa entre una muestra y otra.

Tabla 7. Muestra 1 y 2.

di	di 2
-1,4	1,96
4,6	21,16
-6,8	46,24
-4,4	19,36
-2,6	6,76
-8,3	68,89
-3,1	9,61
-5	25
-3	9
-0,7	0,49
0,8	0,64
-1,7	2,89
-5,8	33,64
0,5	0,25
3	9
-2	4
-3	9
-6	36
-3	9
1	1
4	16
-42,9	329,89

$$\underline{d = -2,04285}$$

$$\underline{sd = 3,480311}$$

$$\underline{t = 2,689858}$$

$$\underline{\text{Tabla} = 2,086}$$

Tabla 8. Muestra 2 y 3.

di	di 2
2,3	5,29
2,7	7,29
-1,4	1,96
-5,7	32,49
-1,8	3,24
3,2	10,24
0,2	0,04
-4,1	16,81
0,4	0,16
-3,9	15,21
-1,2	1,44
-5,2	27,04
1,6	2,56
3,1	9,61
-2	4
3	9
-6	36
-2	4
1,4	1,96
1	1
-1,5	2,25
-15,9	191,59

$$\underline{d = -0,75714}$$

$$\underline{sd = 2,99625}$$

$$\underline{t = -1,15799}$$

$$\underline{\text{Tabla} = 2,086}$$

Tabla 9. Muestra 1 y 3.

di	di 2
0,9	0,81
7,3	53,29
-8,2	67,24
-10,1	102,01
-4,4	19,36
-5,1	26,01
-2,9	8,41
-9,1	82,81
-2,6	6,76
-4,6	21,16
-0,4	0,16
-6,9	47,61
-4,2	17,64
3,6	12,96
1	1
1	1
-9	81
-8	64
-1,6	2,56
2	4
2,5	6,25
-58,8	626,04

$$\underline{d = -2,8}$$

$$\underline{sd = 4,80312}$$

$$\underline{t = -2,67143}$$

$$\underline{\text{Tabla} = 2,086}$$

Como se observa, el valor t obtenido del estudio estadístico en el caso 1 (Diferencia entre muestra 1 y 3) "es superior al valor límite obtenido de la tabla

estadística t, lo cual significa que existe una diferencia significativa entre los valores de la muestra 1" y la muestra 3, donde la muestra 3 presenta valores mayores (media 47,46 en relación a la media 1 de 44,31) lo cual indica que sí existe alguna tendencia incremental y que se ha ido observando en el tiempo a través de los gráficos obtenidos. La tendencia no se mantiene pues de la muestra 2 a la muestra 3 no existe un incremento demostrable estadísticamente, pero sí de la muestra 1 a la muestra 3.

3.3 RESULTADOS DE HEMOGRAMA - EOSINÓFILOS

En los resultados del hemograma analizados en la (Tabla 3.4) se demuestra, una eosinofilia, relacionados a la respuesta por el estado parasitario, con alto porcentaje en el grupo de terneras de 0-6 meses de edad, seguido del grupo de 6-18 meses y por último el grupo de vacas en producción. Los parámetros restantes no presentan alteraciones en sus parámetros, observando un buen estado de salud en relación al hemograma. Esto resulta de la infestación parasitaria presente en los tres grupos de estudio, diferenciando el grado de eosinofilia con la carga parasitaria de los coproparasitarios.

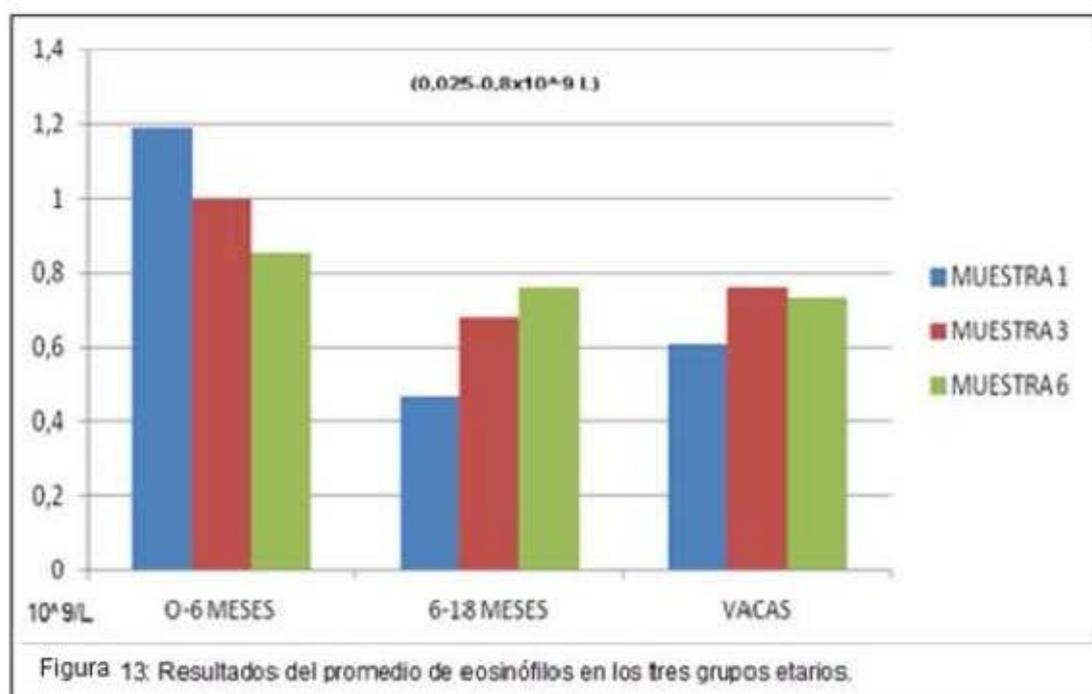
Tabla 10. Resultados de Hemograma de Eosinófilos.

HEMOGRAMA			
EOSINÓFILOS			
GRUPO ETARIO	MUESTRA 1	MUESTRA 3	MUESTRA 6
0-6 MESES	1,5X 10 ⁹ /L	1,1X 10 ⁹ /L	0,97X 10 ⁹ /L
	2,3X 10 ⁹ /L	0,93X 10 ⁹ /L	0,89X 10 ⁹ /L
	1,3X 10 ⁹ /L	1,9X 10 ⁹ /L	0,91X 10 ⁹ /L
	0,8X 10 ⁹ /L	0,8X 10 ⁹ /L	0,82X 10 ⁹ /L
	0,68X 10 ⁹ /L	0,88X 10 ⁹ /L	0,77X 10 ⁹ /L
	0,8X 10 ⁹ /L	0,98X 10 ⁹ /L	0,81X 10 ⁹ /L
	1X 10 ⁹ /L	0,8X 10 ⁹ /L	0,79X 10 ⁹ /L
	0,025-0,8 X 10⁹/L	0,025-0,8 X 10⁹/L	0,025-0,8 X 10⁹/L
	0,045X 10 ⁹ /L	0,56X 10 ⁹ /L	0,69X 10 ⁹ /L
7-18 MESES	0,3X 10 ⁹ /L	0,43X 10 ⁹ /L	0,78X 10 ⁹ /L
	0,8X 10 ⁹ /L	0,91X 10 ⁹ /L	0,73X 10 ⁹ /L

	0,26X 10 ⁹ /L	0,59X 10 ⁹ /L	0,82X 10 ⁹ /L
	0,85X 10 ⁹ /L	0,82X 10 ⁹ /L	0,76X 10 ⁹ /L
	0,090X 10 ⁹ /L	0,80X 10 ⁹ /L	0,84X 10 ⁹ /L
	0,97X 10 ⁹ /L	0,66X 10 ⁹ /L	0,76X 10 ⁹ /L
	0,025-0,8 X 10 ⁹ /L	0,025-0,8 X 10 ⁹ /L	0,025-0,8 X 10 ⁹ /L
	0,78X 10 ⁹ /L	0,79X 10 ⁹ /L	0,88X 10 ⁹ /L
VACAS EN PRODUCCIÓN	0,68X 10 ⁹ /L	0,72X 10 ⁹ /L	0,73X 10 ⁹ /L
	0,91X 10 ⁹ /L	0,81X 10 ⁹ /L	0,9X 10 ⁹ /L
	0,64X 10 ⁹ /L	0,77X 10 ⁹ /L	0,67X 10 ⁹ /L
	0,35X 10 ⁹ /L	0,66X 10 ⁹ /L	0,71X 10 ⁹ /L
	0,42X 10 ⁹ /L	0,71X 10 ⁹ /L	0,59X 10 ⁹ /L
	0,52X 10 ⁹ /L	0,88X 10 ⁹ /L	0,68X 10 ⁹ /L

Tabla 11. Promedios de valores de eosinófilos.

GRUPO ETARIO	MUESTRA 1	MUESTRA 3	MUESTRA 6
0-6 Meses	1,1910 ⁹ /L	110 ⁹ /L	0,8510 ⁹ /L
7-18 Meses	0,4710 ⁹ /L	0,6810 ⁹ /L	0,7610 ⁹ /L
Vacas	0,6110 ⁹ /L	0,7610 ⁹ /L	0,7310 ⁹ /L



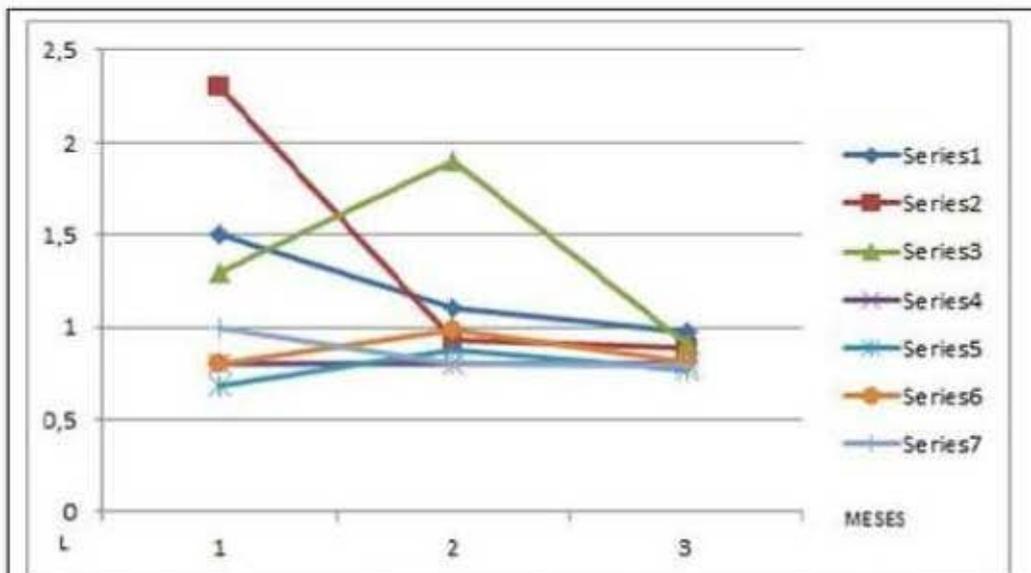


Figura 14 Resultados de eosinófilos para el grupo de 0-6 meses y los límites de control.

Nota: Como se observa en la gráfica los valores de eosinófilos, la mayor parte de los valores obtenidos caen fuera de los límites de control, lo cual muestra claramente lo que sucede con los animales de 0 a 6 meses con valores preocupantes como el del animal No. 2 aunque posteriormente haya mejorado su tendencia.

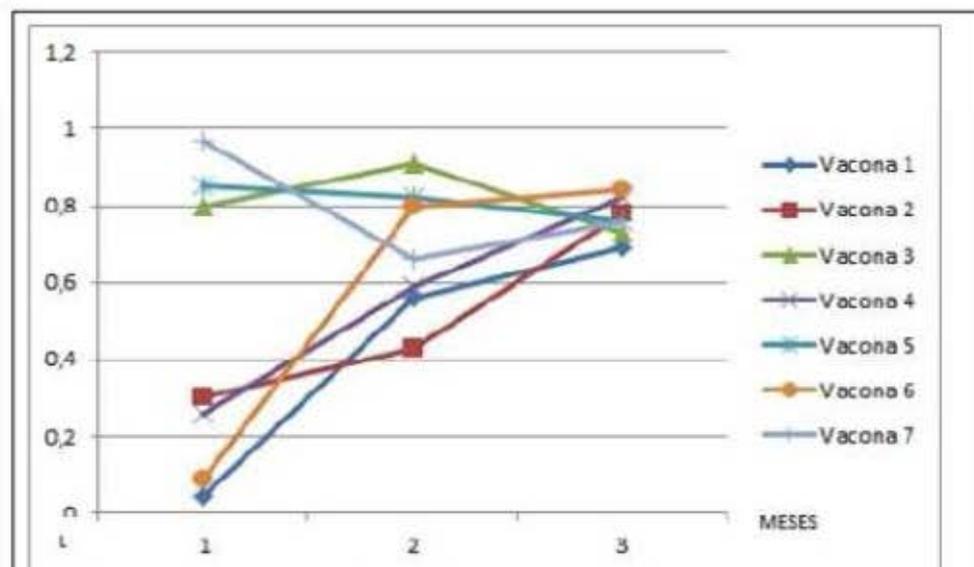


Figura 15: Resultados de eosinófilos para el grupo de 7-18 meses y los límites de control.

Nota: En el caso de los animales de 7 a 18 meses, los valores son más estables, aunque algunos animales tengan valores que se encuentren fuera de los límites de control, además se puede observar la tendencia a incrementarse los valores de eosinófilos a lo largo del tiempo, lo cual se analizará a continuación.

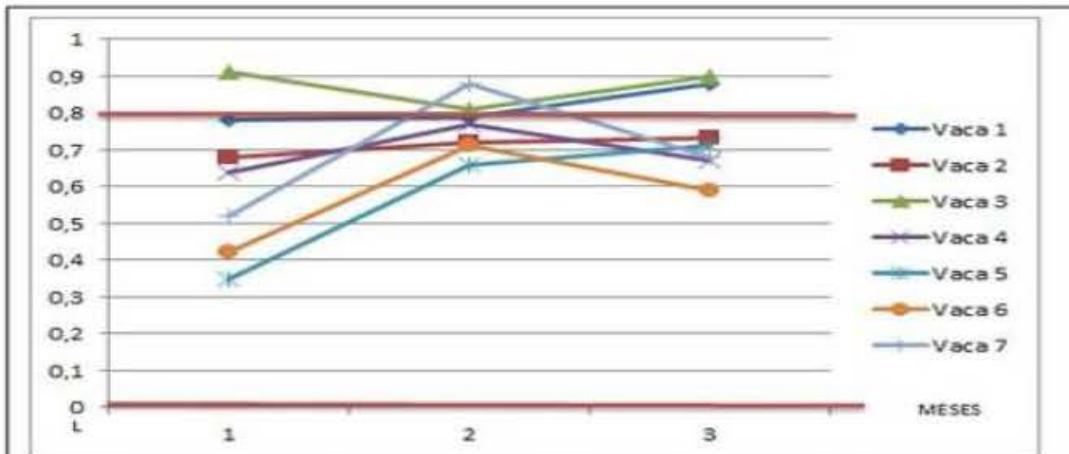


Figura 16: Resultados de eosinófilos para el grupo de vacas en producción y los límites de control.

Nota: Finalmente se observa a las vacas en producción similar al caso anterior, en su mayoría dentro de control, pero con 3 de los 7 animales con valores superiores al límite y una tendencia a incrementarse en el tiempo.

3.3.1 Prueba estadística para muestras pareadas de los valores de eosinófilos para las muestras 1 y 3.

Tabla 12. Muestra 1

di	di 2
0,4	0,16
1,37	1,8769
-0,6	0,36
0	0
-0,2	0,04
-0,18	0,0324
0,2	0,04
0	0
-0,515	0,265225
-0,13	0,0169
-0,11	0,0121
-0,33	0,1089

Tabla 13. Muestra 3

di	di 2
0,13	0,0169
0,04	0,0016
0,99	0,9801
0	0
0,11	0,0121
0,17	0,0289
0,01	0,0001
0	0
-0,13	0,0169
-0,35	0,1225
0,18	0,0324
-0,23	0,0529

0,03	0,0009
-0,71	0,5041
0,31	0,0961
0	0
-0,01	0,0001
-0,04	0,0016
0,1	0,01
-0,13	0,0169
-0,31	0,0961
-0,855	3,638225

$$\underline{d = -0,0407142}$$

$$\underline{sd = 0,42446521}$$

$$\underline{t = -0,4395561}$$

$$\underline{\text{Tabla}(0,05) \quad 2,086}$$

0,06	0,0036
-0,04	0,0016
-0,1	0,01
0	0
-0,09	0,0081
-0,01	0,0001
-0,09	0,0081
0,1	0,01
-0,05	0,0025
0,7	1,3084

$$\underline{d = 0,03333333}$$

$$\underline{sd = 0,25348241}$$

$$\underline{t = 0,60261587}$$

$$\underline{\text{Tabla}(0,05) \quad 2,086}$$

Como se observa los valores t obtenidos no superan el valor límite 2,086 lo cual indica que no se puede demostrar estadísticamente en este caso que exista un incremento de los valores de eosinófilos de una muestra a otra.

3.4 RESULTADOS DE EXAMEN CLÍNICO

Los valores del examen clínico, demostraron alteración en los parámetros de observación general del estado anímico donde se observaron estado depresivo y consistencia de heces suaves o blandas en el grupo de terneras de 0-6 meses, en relación a la carga parasitaria gastrointestinal. Los restantes parámetros del examen clínico no presentaron alteraciones relacionadas a una infestación parasitaria hepática o pulmonar.

Tabla 9. Resultados del Examen Clínico.

EXAMEN CLÍNICO									
GRUPO ETARIO	TLLC	EST. ANÍMICO	PESO	ABDOMEN	DESH	FC	FR	HECES	PULSO
0-6 MESES	2	DEPRESIÓN	53-134 Kg	NORMAL	5%	120lpm	37 rpm	SUAVES	117 ppm
	2	DEPRESIÓN	54-140 Kg	NORMAL	5%	133lpm	45 rpm	SUAVES	128 ppm
	1	NORMAL	56-137 Kg	NORMAL	5%	135lpm	43 rpm	NORMAL	130 ppm
	1	NORMAL	60 Kg	NORMAL	5%	127lpm	49 rpm	SUAVES	123 ppm
	2	NORMAL	60 Kg	NORMAL	5%	119lpm	48 rpm	NORMAL	120 ppm
	1	NORMAL	64 Kg	NORMAL	5%	123lpm	44 rpm	NORMAL	121 ppm
	1	NORMAL	65 Kg	NORMAL	5%	130lpm	39 rpm	NORMAL	129 ppm
	1-2 s	NORMAL	PESO	NORMAL	%	120-140 lpm	30-40 rpm	NORMAL	120-140 ppm
7-18 MESES	1	NORMAL	300 Kg	NORMAL	5%	55lpm	18 rpm	NORMAL	53 ppm
	2	NORMAL	380 Kg	NORMAL	5%	47lpm	23 rpm	NORMAL	44 ppm
	2	NORMAL	270 Kg	NORMAL	5%	53lpm	24 rpm	NORMAL	50 ppm
	1	NORMAL	286 Kg	NORMAL	5%	66lpm	17 rpm	NORMAL	63 ppm
	1	NORMAL	324 Kg	NORMAL	5%	63lpm	22 rpm	NORMAL	60 ppm
	2	NORMAL	423 Kg	NORMAL	5%	44lpm	15 rpm	NORMAL	40 ppm
	2	NORMAL	419 Kg	NORMAL	5%	52lpm	18 rpm	NORMAL	49 ppm
	1-2 s	NORMAL	PESO	NORMAL	%	40-80 lpm	15-30 rpm	NORMAL	40-80 ppm
VACAS EN PRODUCCIÓN	1	NORMAL	640 Kg	NORMAL	5%	44lpm	18 rpm	NORMAL	42 ppm
	2	NORMAL	669 Kg	NORMAL	5%	43lpm	16 rpm	NORMAL	44 ppm
	2	NORMAL	889 Kg	NORMAL	5%	55lpm	24 rpm	NORMAL	52 ppm
	1	HERNIA	677 Kg	NORMAL	5%	50lpm	20 rpm	NORMAL	47 ppm
	2	NORMAL	694 Kg	NORMAL	5%	60lpm	15 rpm	NORMAL	55 ppm
	2	NORMAL	600 Kg	NORMAL	5%	57lpm	27 rpm	NORMAL	54 ppm
	2	NORMAL	700 Kg	NORMAL	5%	66lpm	24rpm	NORMAL	63 ppm

3.5 DISCUSIÓN

Según Junquera (2013), los animales más sensibles a la infestación de parásitos, son el grupo de terneras de 0-6 meses de edad, sobre todo de parásitos gastrointestinales, que están presentes en los resultados de las muestras recogidas y en el análisis estadístico de hipótesis con datos pareados y en los límites de control.

Todos los parásitos, observados en las muestras obtenidas, afectan la mucosa gastro-entérica, que en el caso de animales con una inmunidad disminuida, todos estos parásitos provocarían una alteración, sobre todo, en el grupo de terneras, ya que son las más susceptibles a una infestación parasitaria aguda. En los límites de control realizados en los coproparasitarios de parásitos gastrointestinales se presenta una tendencia a incrementar en las primeras muestras y estabilizándose en las muestras posteriores, esto se demuestra en los estudios de (Campillo, et al., 2001, p. 254).

No se presentaron resultados positivos a la presencia de parásitos hepáticos, aunque la zona representa un hábitat ideal para el ciclo de vida de *Fasciola hepática*, por las condiciones climáticas y geográficas donde se ubica el criadero; además de la ausencia de moluscos en los potreros cerca de fuentes hídricas, como menciona Junquera (2013).

La ausencia de parásitos pulmonares como *Dictyocaulus viviparus*, y la ausencia de signos clínicos, demuestra que los animales de los tres grupos etarios no presentan signos de una infestación parasitaria pulmonar, en relación a los estudios de Campillo, et al (2001, pp. 386-387), donde los animales afectados por parásitos pulmonares presentan signos de problemas de las vías aéreas y síntomas de patologías respiratorias.

Los perfiles metabólicos, se ven alterados en las proteínas totales por la presencia de parásitos nemátodos gastrointestinales, ya que estos destruyen la mucosa gastro-intestinal, impidiendo la absorción de nutrientes, como las

proteínas, que según Font (2010, p. 2) la hipoproteïnemia y sus signos clínicos, pueden ser variables, dependiendo de la gravedad, la duración de la enfermedad y el segmento del aparato gastrointestinal afectado. Lo más habitual es que exista diarrea crónica intermitente y anorexia. La pérdida de peso, también es frecuente así como pérdida de masa muscular y caquexia.

Según Campillo, et al (2001, p. 255), se observa un incremento en los parámetros de globulinas comprobados en la base estadística de hipótesis de datos pareados, donde estos valores describen una diferencia significativa en las alteraciones sobre todo en la concentración de globulinas IgM y la IgA, describiendo un incremento en la fracción de gamma-globulina, relacionada con la respuesta inmunitaria contra los parásitos encontrados en los coproparasitarios.

Los valores de globulinas se encuentran elevados en casi todo el grupo de terneras, lo que se demuestra que los animales están en una constante respuesta inmunitaria, aunque los valores de inmunoglobulina no indican la cantidad de anticuerpos y solo demuestran la calidad de estos en la respuesta inmunitaria.

Los resultados de eosinófilos se demuestran alterados en el grupo de 0-6 meses, observando la gráfica estadística de límites de control una tendencia a incrementar sus valores, pero en el modelo de hipótesis de datos pareados, no se evidencia una diferencia estadística entre las muestras obtenidas, obteniendo una inmunidad constante mediada por células como lo describe Campillo, et al (2001, p. 255).

CAPÍTULO IV

4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1 CONCLUSIONES

La investigación realizada en la hacienda “Casanto Pamba de Palugo”, que posee un control libre de terapia química antihelmíntica, se ha procedido a evaluar el estatus sanitario, mediante los exámenes de coproparasitarios, perfiles metabólicos, hemograma y exámenes físicos, de un total de 63 muestras serológicas, 126 muestras de heces correspondientes al 10% de la población total y 21 fichas clínicas en un periodo de 3 meses, para los diferentes exámenes, de cada una de ellas, lo cual arrojó las siguientes conclusiones:

- De las muestras de heces para coproparasitarios, se diagnostica la presencia de parásitos nemátodos gastrointestinales en los tres grupos etarios, siendo el grupo de terneras el más afectado por la parasitosis.
- En los límites de control de los coproparasitarios de parásitos gastrointestinales, demuestra un valor alto de huevos de en el grupo de 0-6 meses, con una tendencia a estabilizarse para las muestras posteriores.
- No se observaron cargas parasitarias de parásitos hepáticos y pulmonares en los exámenes coproparasitarios de los tres grupos de estudio.
- En los exámenes de albúmina del grupo de 0-6 meses, el modelo estadístico presentan hipoalbuminemia, como una alteración en la primera muestra con tendencia a disminuir y a estabilizarse en las muestras siguientes a medida que disminuye la carga parasitaria.
- En la base estadística de hipótesis de datos pareados para globulinas indican que existe tendencia a aumentar sus valores de los rangos

normales, debido a la carga parasitaria presente en los diferentes grupos etarios.

- El examen de hemograma presenta eosinofilia en los tres grupos etarios de los tres muestreos realizados, producto de la respuesta inmunitaria generada por la presencia de parásitos.
- El examen clínico demuestra que el grupo de terneras de 0-6 meses fueron las más afectadas por la infestación de nematodos gastrointestinales, generando signos como estado depresivo y heces blandas, como mecanismo de acción contra los parásitos presentes en la mucosa intestinal.

Los diferentes exámenes realizados en la investigación, demuestran que la población de ganado Brown Swiss, del criadero "Casanto Pamba de Palugo", presenta parasitosis gastrointestinal, con un alto porcentaje en terneras, generado por su sistema inmunitario incompleto; pero disminuyendo su carga parasitaria, considerando que la población en estudio está en buen estado sanitario en relación a su carga parasitaria, exámenes físicos y sanguíneos.

4.2 RECOMENDACIONES

- Se recomienda realizar estudios similares en ganaderías de producción de leche orgánicas y convencionales en sistemas extensivos e intensivos, para comprobar la resistencia de los animales a las diferentes infestaciones parasitarias con los diferentes manejos zootécnicos.
- Es recomendable realizar el sistema de control integrado de parásitos (CIP), en las ganaderías lecheras y cárnicas ecuatorianas para reducir el uso indiscriminado de antiparasitarios.
- Se recomienda la aplicación de exámenes coproparasitario, hematológicos, exámenes clínicos y perfiles metabólicos regularmente

para evaluar el estado de salud y mejorar los programas zotécnicos de cada grupo etario.

- Determinada la infestación de cada familia de parásitos se recomienda realizar estudios por cada una de ellas en diferentes climas y zonas geográficas y de sus factores de riesgo.

REFERENCIAS

- Alicia Delgado y Jennifer Mera. (2011) Determinación de la carga parasitaria en tres especies zootécnicas (*bostaurus*, *ovis aries* y *equus caballus*) y su relación con las condiciones climáticas, Sangolquí, Ecuador: ESPE.
- Armando Nari. (2003) Resistencia a los parásitos, estado actual con énfasis en América Latina. Roma, Italia: FAO.
- Baker, R.L. (1999). Genetics of resistance to endoparasites and ectoparasites. USA: International Journal for Parasitology 29.
- Cordero, M.; Rojo F.; Martínez A.; Sánchez M.; Hernández S.; Navarrete I; Diez P., Quiroz H.; Carvalho M. (1999). Parasitología Veterinaria. Madrid, España: Mc Graw Hill.
- Esperanza Gómez, Lucía del Banco. (2006) Manual de Inmunología Veterinaria. Madrid, España: Pearson.
- Font. A. (2010). Enteropatías con pérdida de proteínas. Barcelona, España: Veterinaria Argentina.
- Gasbarre, L.C.; Leighton, E.A. & Sonstegard, T. (2001). Role of the bovine immune system and genome in resistance to gastrointestinal nematodes. USA: Veterinary Parasitology 98.
- Heinz Mehlorn y Gerhard Piekarski. Stuttgart. (1993). Fundamentos de Parasitología. Parásitos del hombre y de los animales domésticos. Alemania: Acribia.
- Iglesias L. (2002). Impacto ambiental de antiparasitarios de efecto prolongado. Tandil, Argentina: FCV.
- Junquera Enciclopedia parasitaria. (2013). Recuperado el 15 de diciembre de 2013 de <http://parasitipedia.net/>
- Kahn, L.P; Kyrizakis, I; Jackson, F. & Coop, R.L. (2000). Temporal effects of protein nutrition on the growth and immunity of lambs infected with *Trichostrongylus colubriformis*. USA: International Journal for Parasitology 30.
- Köhler, P. (2001). The biochemical basis of anthelmintic action and resistance. USA: International Journal for Parasitology 31.

- LIVEX LAB. (2013). Laboratorio de Diagnóstico Veterinario. Quito- Ecuador.
- LIVEX LAB. (2014). Manual de Toma y Envíos de Muestras al Laboratorio. Quito- Ecuador: LIVEX LAB.
- Montes. (1994). Exploración Clínica de los Bovinos. Zaragoza, España: Mundi.
- Muñoz Mariana del Rosario. (2013). Aspectos de actualidad sobre inmunidad contra algunos nematodos gastrointestinales en vacunos. Yaracuy, Venezuela: REDVET.
- Pabello J. (2010). Inmunología Veterinaria. México DF, México: Manual Moderno.
- Pruett, J.H. (1999). Immunological control of arthropod ectoparasites. USA: International Journal for Parasitology 29.
- Ramón Gasque. (2008). Enciclopedia Bovina. Ciudad de México, México. UNAM.
- Schillhorn van Veen, T.W. (1999). Agricultural policy and sustainable livestock development. USA: International Journal for Parasitology 29.
- Sangster, N.C. & Gill, J. (1999). Pharmacology of anthelmintic resistance. USA: Parasitology Today 15.
- Stachurski, F. (1993). Variability of cattle infestation by *Amblyomma variegatum* and its possible utilisation for tick control. USA: Revue d'Élevage et de Medecine Veterinaire des Pays Tropicaux 46.
- Van Wyk, J.A. (2001). Refugia - Overlooked as perhaps the most potent factor concerning the development of anthelmintic resistance. USA: Onderstepoort Journal of Veterinary Research 68.
- Vignau María Laura, Lucía Romero, Diego Basso Walter Ubaldo. (2005). Parasitología Práctica y Modelos de Enfermedades Parasitarias en los animales domésticos. La Plata, Argentina: UNLP.
- Willadsen, P. (2001). The molecular revolution in the development of vaccines against ectoparasites. USA: Veterinary Parasitology 101.

ANEXOS

ANEXO 1

GANADERIA BROWN SWISS "CASANTO PAMBA DE PALUGO"



ANEXO 2**INSTALACIONES DEL MANEJO DE LA GANADERÍA**

ANEXO 3

EQUIPO PARA TOMA DE MUESTRAS Y EXAMEN CLÍNICO



ANEXO 4

TOMA DES MUESTRAS FECALES



EXAMEN CLÍNICO



ANEXO 6

FICHA DE EXAMEN CLÍNICO

uab
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BUENOS AIRES

HISTORIA CLÍNICA ANIMAL

DATOS GENERALES ANIMAL

IDENTIFICACION _____

NOMBRE _____ FECHA NAC _____

ESPECIE _____ RAZA _____

SEXO _____ COLOR _____

DATOS GENERALES DE SISTEMA DE PRODUCCION

ALIMENTACION _____ SISTEMA PRODUCTIVO _____

PRODUCCION _____ REPRODUCCION _____

CONSULTA

FECHA _____

ANAMNESIS _____

PESO	C.C.	TEMP	FC	FR	FLCC
MUCOSAS	GARGANTA	PUPILAS	PALPACION	OBSERVACION	EX NEUROLOGICO
ABDOMEN	COLUMNA VERTEBRAL	PULSO	PALPACION VENAS	ARTR. PULMONES	DESHIDRATACION

VACUNAS _____

EXAMEN CLINICO _____

EXAMEN LABORATORIO _____

TRATAMIENTOS _____

PRESENCIA DE OTRA ESPECIE ANIMAL

ANEXO 8

TABLA DE EXAMENES DE ALT

GRUPO ETARIO	ALT				
	NOMBRE	FECHA NAC	1 MUESTRA	3 MUESTRA	6 MUESTRA
0-6 MESES	KORINA	11/03/2013	44,7	47	48,6
	DORA	27/03/2013	54,9	57,4	59
	MILAGROS	20/03/2013	39,5	40,2	44
	KARLA	05/06/2013	41,2	38,6	43,7
	GENNY	13/07/2013	49,9	50,1	48,2
	FALCO	25/05/2013	57,8	58,3	60
	MONTY	17/02/2013	51	53,4	49
	6-18 MESES	NOMBRE	FECHA NAC	5 -69 u/L	
GITANA		04/01/2013	31	40,7	39,5
KIKI		26/01/2013	17	30,5	46,9
ZULU		15/02/2013	23	33	48
SIESTA		21/04/2012	36	49,3	58
MARIONETA		20/05/2012	36	42	39,4
CHISPA		01/07/2012	31	37	37,8
MARACUYA		17/09/2012	33	39	46
VACAS EN PRODUCCIÓN	NOMBRE	FECHA NAC	5 -69 u/L		
	MONA	08/07/2009	42	32	44
	ESPAÑOLA	27/11/2004	26	33	45
	GUAPA	11/01/2004	19	34	38,6
	MIÑON	06/03/2010	41	42	40,2
	GUACA	15/05/2005	43	47,3	59,4
	ENCANTADA	17/07/2007	33	55,6	50
	CRISTINA	05/02/2005	45	54,3	59,9

Fuente: El autor (2013).

ANEXO 9

TABLA DE EXAMENES DE AST

GRUPO ETARIO	AST				
	NOMBRE	FECHA NAC	1 MUESTRA	3 MUESTRA	6 MUESTRA
0-6 MESES	KORINA	11/03/2013	100	110	125,9
	DORA	27/03/2013	98,2	104,3	126
	MILAGROS	20/03/2013	104	112,8	123,6
	KARLA	05/06/2013	110,6	105,3	108
	GENNY	13/07/2013	101,1	123,6	117
	FALCO	25/05/2013	116	120	122,3
	MONTY	17/02/2013	128,7	130	127,4
	6-18 MESES	NOMBRE	FECHA NAC	15 - 138 u/L	
GITANA		04/01/2013	63	100	104
KIKI		26/01/2013	64	99,5	102,9
ZULU		15/02/2013	80	110	103,6
SIESTA		21/04/2012	76	104,7	104
MARIONETA		20/05/2012	105	117,4	101
CHISPA		01/07/2012	86	109,5	100
MARACUYA		17/09/2012	80	101,1	106,8
VACAS EN PRODUCCIÓN	NOMBRE	FECHA NAC	15 - 138 u/L		
	MONA	08/07/2009	96	90	105,7
	ESPAÑOLA	27/11/2004	128	95	106
	GUAPA	11/01/2004	138	127	115
	MIÑON	06/03/2010	98	113	105
	GUACA	15/05/2005	108	110	112
	ENCANTADA	17/07/2007	116	106	133
	CRISTINA	05/02/2005	136	128	122

Fuente: El autor (2013)

ANEXO 10

TABLA DE EXAMENES DE CREATININA

GRUPO ETARIO	CREATININA					
	NOMBRE	FECHA NAC	1 MUESTRA	3 MUESTRA	6 MUESTRA	
0-6 MESES	KORINA	11/03/2013	90,8	110,6	105,3	
	DORA	27/03/2013	102,4	120,4	108	
	MILAGROS	20/03/2013	114,7	120,2	119	
	KARLA	05/06/2013	120	117,3	114,9	
	GENNY	13/07/2013	111,5	114	119,2	
	FALCO	25/05/2013	109,4	119,4	127,3	
	MONTY	17/02/2013	122,3	120	122	
	6-18 MESES	NOMBRE	FECHA NAC	88,4 - 176,8 umol/L		
GITANA		04/01/2013	74,2	100,5	102	
KIKI		26/01/2013	101,6	99,3	108	
ZULU		15/02/2013	104,3	123,6	119,4	
SIESTA		21/04/2012	95,4	111,5	118,7	
MARIONETA		20/05/2012	99	104,3	126,4	
CHISPA		01/07/2012	91	102,7	128	
MARACUYA		17/09/2012	108,6	112,6	107,7	
VACAS EN PRODUCCIÓN	NOMBRE	FECHA NAC	88,4 - 176,8 umol/L			
	MONA	08/07/2009	131	160,8	155,3	
	ESPAÑOLA	27/11/2004	107	140,5	139,3	
	GUAPA	11/01/2004	135,2	121,9	133	
	MIÑON	06/03/2010	128,1	115,8	128,6	
	GUACA	15/05/2005	129	140,3	137,5	
	ENCANTADA	17/07/2007	105	133	153	
	670	CRISTINA	05/02/2005	110	138,4	145,9

Fuente: El autor (2013).

ANEXO 11

TABLA DE EXAMENES DE UREA

GRUPO ETARIO	UREA				
	NOMBRE	FECHA NAC	1 MUESTRA	3 MUESTRA	6 MUESTRA
0-6 MESES	KORINA	11/03/2013	3,7	4	5,2
	DORA	27/03/2013	3,9	5,6	4,8
	MILAGROS	20/03/2013	4,4	4,2	4,5
	KARLA	05/06/2013	4,8	5,5	4,9
	GENNY	13/07/2013	4,2	4,5	5,7
	FALCO	25/05/2013	5,1	4	5,2
	MONTY	17/02/2013	4,3	4,6	4,4
	6-18 MESES			2 - 6,6 mmol/L	
GITANA		04/01/2013	3,7	4,4	5,5
KIKI		26/01/2013	3,5	3,9	4,3
ZULU		15/02/2013	4,2	4,8	3,6
SIESTA		21/04/2012	3,6	5,4	4,7
MARIONETA		20/05/2012	4	4,5	5,1
CHISPA		01/07/2012	3,5	5,6	6
MARACUYA		17/09/2012	3,6	3,6	5,4
VACAS EN PRODUCCIÓN			2 - 6,6 mmol/L		
	MONA	08/07/2009	4,4	5,2	4,7
	ESPAÑOLA	27/11/2004	4,2	5	5,4
	GUAPA	11/01/2004	4,3	6,5	6,1
	MIÑON	06/03/2010	3,4	6,8	6,5
	GUACA	15/05/2005	4,3	4,4	4,4
	ENCANTADA	17/07/2007	3,6	3	4,9
	CRISTINA	05/02/2005	3,6	5,1	5,5

Fuente: El autor (2013).

ANEXO 12

TABLA DE HEMOGRAMAS

HEMOGRAMA							
MUESTRA 1							
GRUPO ETARIO	LEUCOCITOS	LINFOCITOS	MONOCITOS	NEUTROFILOS	SEGMENTADOS	PLAQUETAS	VCM
0-6 MESES	12 X10 ⁹ /L	5,5 X10 ⁹ /L	0,3 X10 ⁹ /L	0,1 X10 ⁹ /L	0,8 X10 ⁹ /L	400 X10 ⁹ /L	55 fl
	12 X10 ⁹ /L	6,8 X10 ⁹ /L	0,4 X10 ⁹ /L	0,1 X10 ⁹ /L	0,7 X10 ⁹ /L	440 X10 ⁹ /L	44 fl
	12 X10 ⁹ /L	4,9 X10 ⁹ /L	0,3 X10 ⁹ /L	0,1 X10 ⁹ /L	2 X10 ⁹ /L	376 X10 ⁹ /L	57 fl
	11 X10 ⁹ /L	5,3 X10 ⁹ /L	0,2 X10 ⁹ /L	0,1 X10 ⁹ /L	1,5 X10 ⁹ /L	335 X10 ⁹ /L	54 fl
	10 X10 ⁹ /L	5 X10 ⁹ /L	0,1 X10 ⁹ /L	0,06 X10 ⁹ /L	1,8 X10 ⁹ /L	543 X10 ⁹ /L	48 fl
	9 X10 ⁹ /L	6,3 X10 ⁹ /L	0,3 X10 ⁹ /L	0,04 X10 ⁹ /L	2,3 X10 ⁹ /L	444 X10 ⁹ /L	51 fl
	9 X10 ⁹ /L	6,9 X10 ⁹ /L	0,2 X10 ⁹ /L	0,03 X10 ⁹ /L	1,4 X10 ⁹ /L	389 X10 ⁹ /L	47 fl
	4-12 X10 ⁹ /L	2,7 7,5 X10 ⁹ /L	0-0,8 X10 ⁹ /L	0-0,1 X10 ⁹ /L	0,6-4 X10 ⁹ /L	100-800 X10 ⁹ /L	40-60 fl
	7 X10 ⁹ /L	6,8 X10 ⁹ /L	0,2 X10 ⁹ /L	0,06 X10 ⁹ /L	1,7 X10 ⁹ /L	532 X10 ⁹ /L	54 fl
6-18 MESES	6 X10 ⁹ /L	7,3 X10 ⁹ /L	0,3 X10 ⁹ /L	0,05 X10 ⁹ /L	0,9 X10 ⁹ /L	576 X10 ⁹ /L	46 fl
	8 X10 ⁹ /L	7,4 X10 ⁹ /L	0,1 X10 ⁹ /L	0,08 X10 ⁹ /L	2,4 X10 ⁹ /L	457 X10 ⁹ /L	46 fl
	7 X10 ⁹ /L	7,8 X10 ⁹ /L	0,1 X10 ⁹ /L	0,04 X10 ⁹ /L	3,1 X10 ⁹ /L	477 X10 ⁹ /L	51 fl
	6 X10 ⁹ /L	5,9 X10 ⁹ /L	0,4 X10 ⁹ /L	0,03 X10 ⁹ /L	2,4 X10 ⁹ /L	521 X10 ⁹ /L	54 fl
	9 X10 ⁹ /L	5,4 X10 ⁹ /L	0,2 X10 ⁹ /L	0,05 X10 ⁹ /L	2,1 X10 ⁹ /L	376 X10 ⁹ /L	57 fl
	10 X10 ⁹ /L	5,5 X10 ⁹ /L	0,3 X10 ⁹ /L	0,07 X10 ⁹ /L	0,7 X10 ⁹ /L	645 X10 ⁹ /L	47 fl
	4-12 X10 ⁹ /L	2,7 7,5 X10 ⁹ /L	0-0,8 X10 ⁹ /L	0-0,1 X10 ⁹ /L	0,6-4 X10 ⁹ /L	100-800 X10 ⁹ /L	40-60 fl
	8 X10 ⁹ /L	5,3 X10 ⁹ /L	0,3 X10 ⁹ /L	0,08 X10 ⁹ /L	2,2 X10 ⁹ /L	456 X10 ⁹ /L	44 fl
VACAS EN PRODUCCIÓN	6 X10 ⁹ /L	7,4 X10 ⁹ /L	0,1 X10 ⁹ /L	0,1 X10 ⁹ /L	3,4 X10 ⁹ /L	763 X10 ⁹ /L	57 fl
	5 X10 ⁹ /L	7,2 X10 ⁹ /L	0,3 X10 ⁹ /L	0,09 X10 ⁹ /L	0,6 X10 ⁹ /L	543 X10 ⁹ /L	49 fl
	7 X10 ⁹ /L	7 X10 ⁹ /L	0,4 X10 ⁹ /L	0,04 X10 ⁹ /L	0,8 X10 ⁹ /L	456 X10 ⁹ /L	59 fl
	8 X10 ⁹ /L	6,4 X10 ⁹ /L	0,2 X10 ⁹ /L	0,06 X10 ⁹ /L	1,9 X10 ⁹ /L	374 X10 ⁹ /L	60 fl
	9 X10 ⁹ /L	6,6 X10 ⁹ /L	0,2 X10 ⁹ /L	0,06 X10 ⁹ /L	1,5 X10 ⁹ /L	564 X10 ⁹ /L	54 fl
	11 X10 ⁹ /L	5,1 X10 ⁹ /L	0,4 X10 ⁹ /L	0,03 X10 ⁹ /L	2,5 X10 ⁹ /L	735 X10 ⁹ /L	43 fl

Fuente: El autor (2013).

ANEXO 13

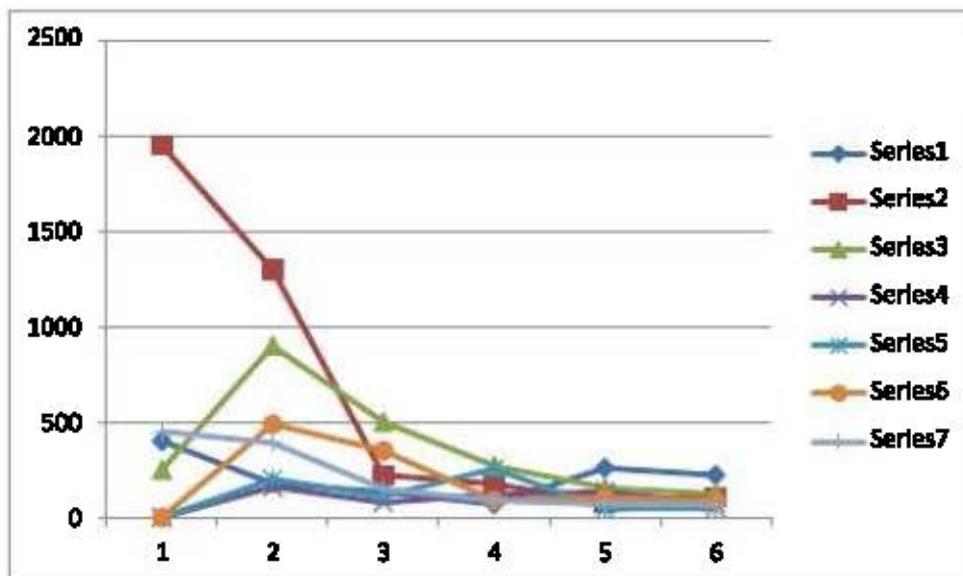
HEMOGRAMA							
GRUPO ETARIO	ID	HEMOGLOBINA	HEMATOCRITO	HEMATÍES	FIBRINÓGENO	CHCM	HCM
0-6 MESES	878	101 gr/dl	0.30 L/L	6 X 10 ¹² /L	4 gr/dl	350 gr/dl	14 pg
	874	100 gr/dl	0.33 L/L	5 X 10 ¹² /L	5 gr/dl	333 gr/dl	16 pg
	871	103 gr/dl	0.36 L/L	8 X 10 ¹² /L	3v gr/dl	342 gr/dl	11 pg
	883	102 gr/dl	0.33 L/L	7 X 10 ¹² /L	4 gr/dl	322 gr/dl	14 pg
	885	98 gr/dl	0.34 L/L	5 X 10 ¹² /L	5 gr/dl	338 gr/dl	15 pg
	882	101 gr/dl	0.32 L/L	5 X 10 ¹² /L	4 gr/dl	314 gr/dl	14 pg
	879	122 gr/dl	0.38 L/L	6 X 10 ¹² /L	2 gr/dl	306 gr/dl	15 pg
	ID	90-140 gr/dl	0,30-0,40 L/L	5-10 X 10 ¹² /L	1-6 gr/dl	300-360 gr/dl	11-17 pg
	810	115 gr/dl	0.34 L/L	8 X 10 ¹² /L	2 gr/dl	349 gr/dl	14 pg
	6-18 MESES	811	114 gr/dl	0.32 L/L	5 X 10 ¹² /L	5 gr/dl	355 gr/dl
812		108 gr/dl	0.33 L/L	6 X 10 ¹² /L	4 gr/dl	321 gr/dl	12 pg
813		109 gr/dl	0.31 L/L	7 X 10 ¹² /L	5 gr/dl	347 gr/dl	16 pg
819		134 gr/dl	0.39 L/L	8 X 10 ¹² /L	4 gr/dl	315 gr/dl	13 pg
820		120 gr/dl	0.40 L/L	8 X 10 ¹² /L	2 gr/dl	324 gr/dl	15 pg
828		130 gr/dl	0.34 L/L	6 X 10 ¹² /L	3 gr/dl	337 gr/dl	14 pg
ID		90-140 gr/dl	0,30-0,40 L/L	5-10 X 10 ¹² /L	1-6 gr/dl	300-360 gr/dl	11-17 pg
766		117 gr/dl	0.34 L/L	6 X 10 ¹² /L	2 gr/dl	308 gr/dl	16 pg
VACAS EN PRODUCCIÓN		665	94 gr/dl	0.33 L/L	6 X 10 ¹² /L	5 gr/dl	329 gr/dl
	641	114 gr/dl	0.30 L/L	5 X 10 ¹² /L	3 gr/dl	347 gr/dl	13 pg
	786	131 gr/dl	0.37 L/L	8 X 10 ¹² /L	5 gr/dl	349 gr/dl	13 pg
	667	124 gr/dl	0.36 L/L	7 X 10 ¹² /L	3 gr/dl	307 gr/dl	12 pg
	715	127 gr/dl	0.36 L/L	7 X 10 ¹² /L	5 gr/dl	329 gr/dl	14 pg
	670	123 gr/dl	0.35 L/L	8 X 10 ¹² /L	4 gr/dl	348 gr/dl	15 pg

Fuente: El autor (2013).

ANEXO 14

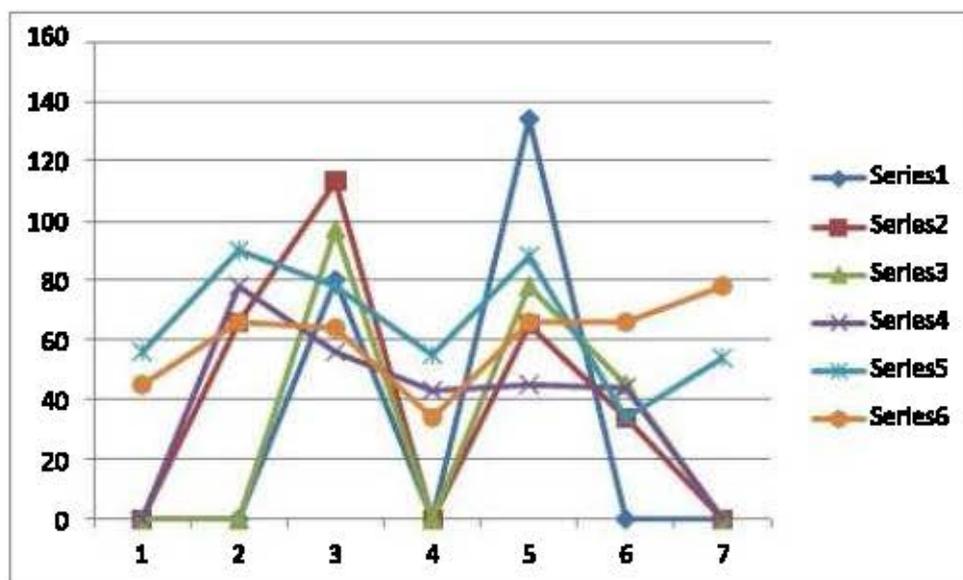
Análisis estadístico de la tendencia de los resultados coproparásitarios

Grupo 0 – 6 meses



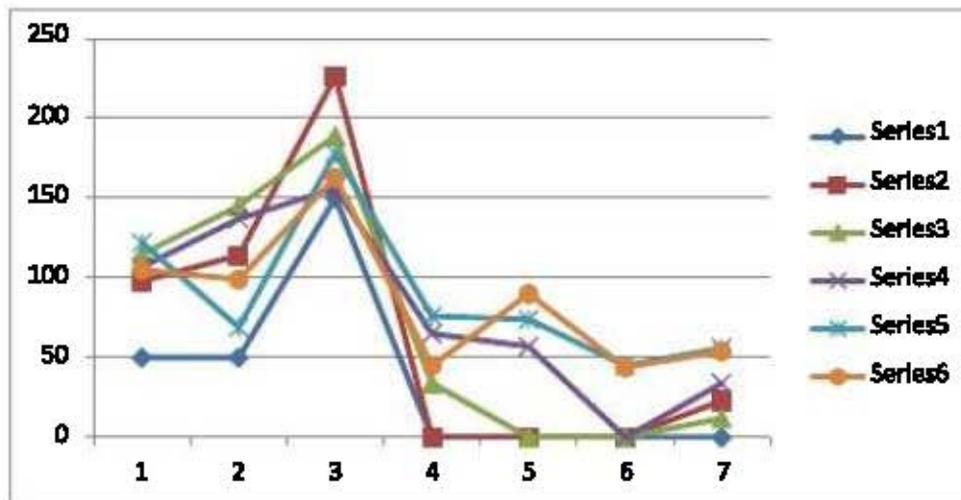
Fuente: El autor (2013)

Grupo 6 – 18 meses



Fuente: El autor (2013).

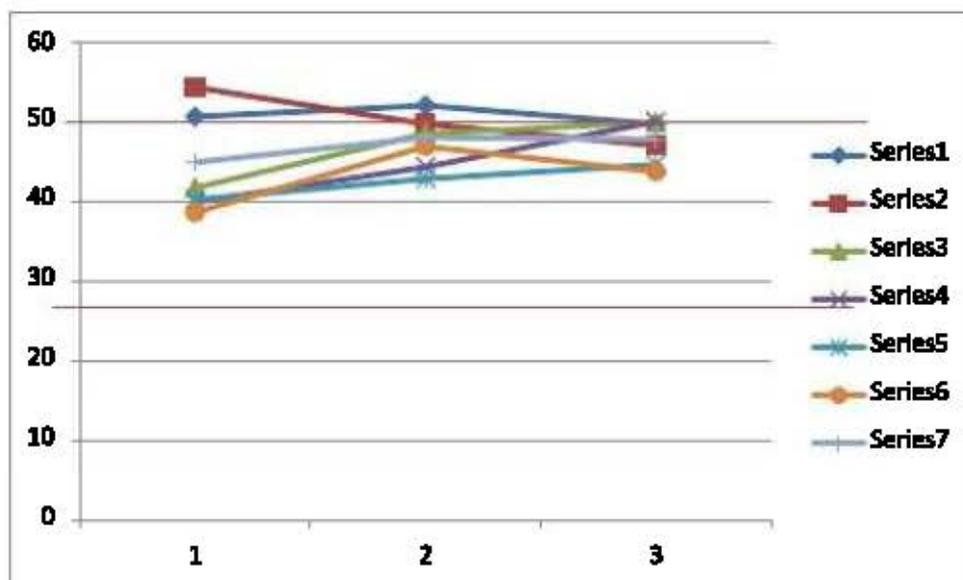
Vacas en producción



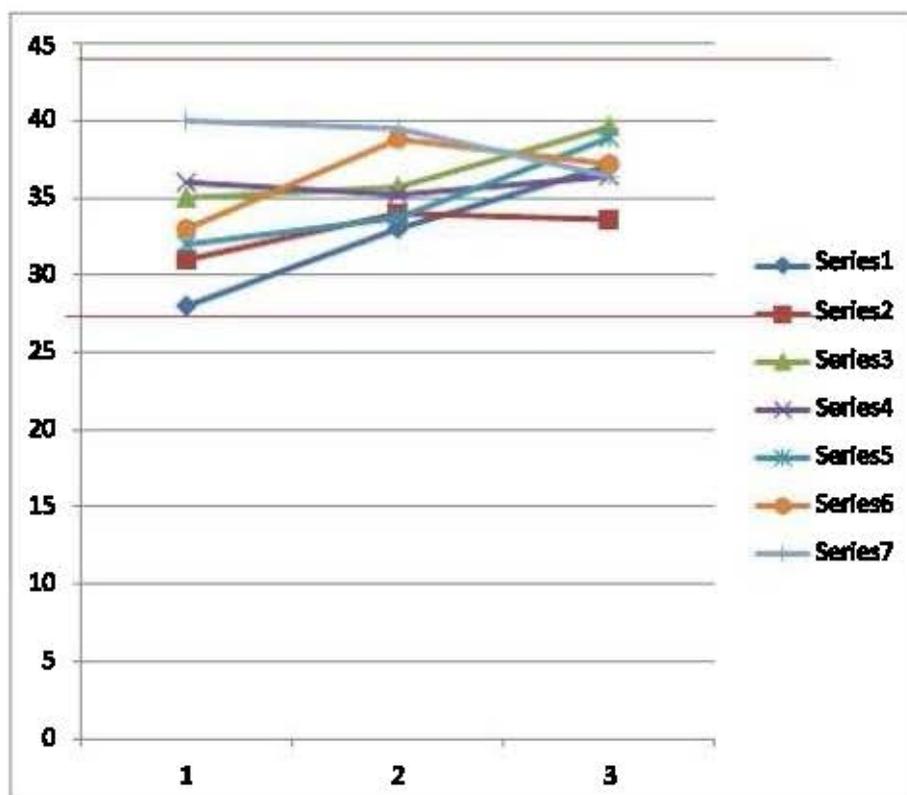
Fuente: El autor (2013).

ANEXO 15

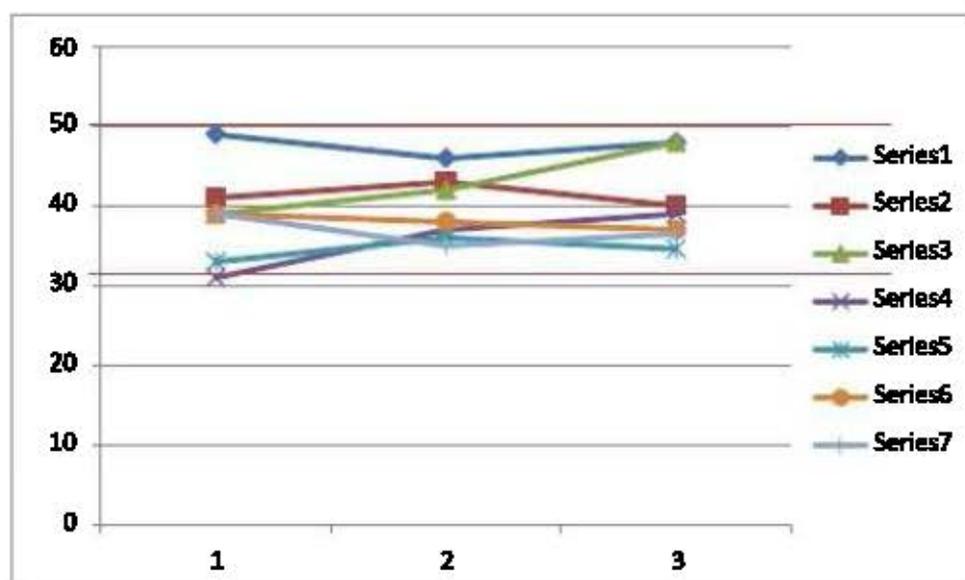
0 – 6 meses



6 – 18 meses



Vacas en producción



Prueba estadística para muestras pareadas de los valores de globulinas para las muestras 1, 3, 6.

Diferencia entre muestra 1 y 3
entre muestra 5 y 6

Diferencia entre muestra 3 y 5

Diferencia

dl	dl 2	dl	dl 2	dl	dl 2
-1,4	1,96	2,3	5,29	0,9	0,81
4,6	21,16	2,7	7,29	7,3	53,29
-8,8	46,24	-1,4	1,96	-8,2	67,24
-4,4	19,36	-5,7	32,49	-10,1	102,01
-2,8	6,76	-1,8	3,24	-4,4	19,36
-8,3	68,89	3,2	10,24	-5,1	26,01
-3,1	9,61	0,2	0,04	-2,9	8,41
-5	25	-4,1	16,81	-9,1	82,81
-3	9	0,4	0,16	-2,8	6,76
-0,7	0,49	-3,9	15,21	-4,8	21,16
0,8	0,64	-1,2	1,44	-0,4	0,16
-1,7	2,89	-6,2	27,04	-6,9	47,61
-5,8	33,64	1,6	2,56	-4,2	17,64
0,5	0,25	3,1	9,61	3,8	12,96
3	9	-2	4	1	1
-2	4	3	9	1	1
-3	9	-6	36	-8	64

-6	36	-2	4	-8	64
-3	9	1,4	1,96	-1,8	2,58
1	1	1	1	2	4
4	16	-1,5	2,25	2,5	6,25
-42,9	329,89	-15,9	191,59	-58,8	626,04

$$d = \underline{\underline{-2,04285714}} \quad d = \underline{\underline{-0,75714286}} \quad d = \underline{\underline{-2,8}}$$

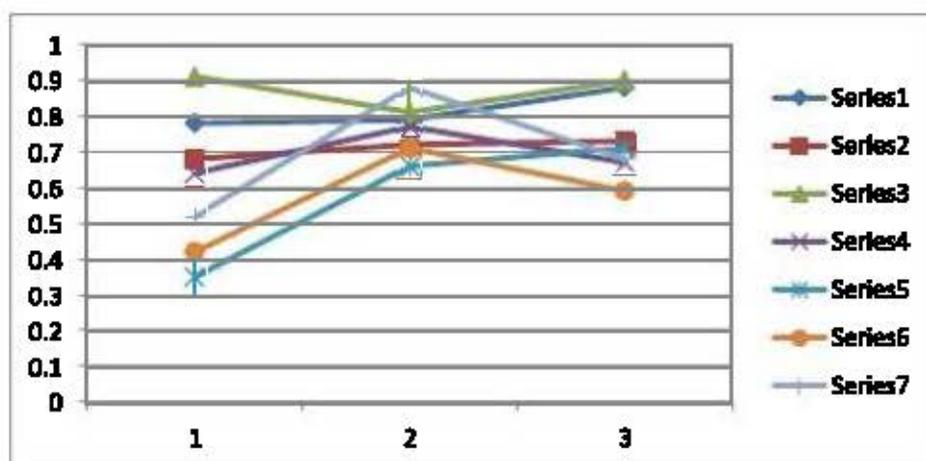
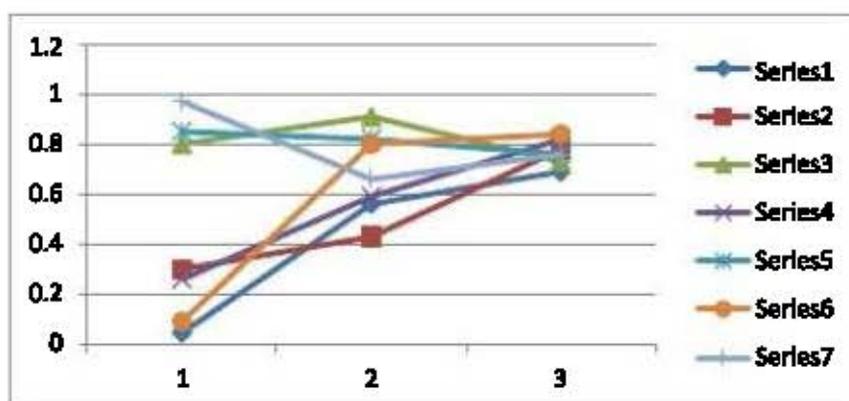
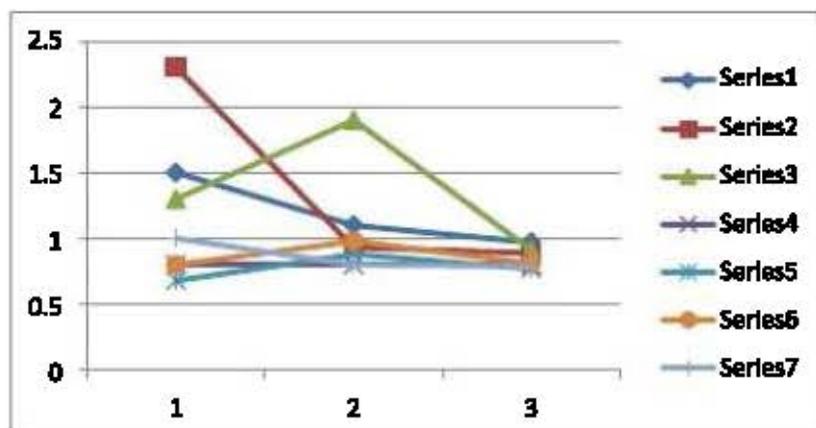
$$sd = \underline{\underline{3,48031197}} \quad sd = \underline{\underline{2,99625957}} \quad sd = \underline{\underline{4,80312398}}$$

$$t = \underline{\underline{-2,58985871}} \quad t = \underline{\underline{-1,15799862}} \quad t = \underline{\underline{-2,87143051}}$$

$$\underline{\underline{tabla(0,05) \quad 2,086}} \quad \underline{\underline{tabla(0,05) \quad 2,086}} \quad \underline{\underline{tabla(0,05) \quad 2,086}}$$

ANEXO 16

RESULTADOS DE HEMOGRAMA



di	di 2
d	
0,4	0,16
=	
1,37	1,8769
-0,6	0,36
0	0
-0,2	0,04
-0,18	0,0324
0,2	0,04
0	0
-0,515	0,265225
-0,13	0,0169
-0,11	0,0121
-0,33	0,1089
0,03	0,0009
-0,71	0,5041
0,31	0,0961
0	0
-0,01	0,0001
-0,04	0,0016
0,1	0,01
-0,13	0,0169
-0,31	0,0961
-0,855	3,638225

0,04071429

sd = 0,42446521

di	di 2
0,13	0,0169
0,04	0,0016
0,99	0,9801
0	0
0,11	0,0121
0,17	0,0289
0,01	0,0001
0	0
-0,13	0,0169
-0,35	0,1225
0,18	0,0324
-0,23	0,0529
0,06	0,0036
-0,04	0,0016
-0,1	0,01
0	0
-0,09	0,0081
-0,01	0,0001
-0,09	0,0081
0,1	0,01
-0,05	0,0025
0,7	1,3084

d= 0,03333333

sd = 0,25348241

t= 0,43955616

t= 0,60261587

tabla (0,05) 2,086

tabla (0,05) 2,086