

no/a.

AUTOR

AÑO



FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD

RELACIÓN DE LA CARGA PARASITARIA CON INDICADORES CLÍNICOS Y
DE LABORATORIO EN UNA MANADA DE OVINOS EN LA HACIENDA DE
ZULETA Y ANEXAS CIA. LTDA.

Trabajo de Titulación presentado en la conformidad con los requisitos
establecidos para optar por el título de Médico Veterinario y Zootecnista

Profesor Guía

MVZ. Joar Marcelino García Flores

Autor

María Belén Freire Quillupangui

Año

2018

DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

Declaro haber dirigido el trabajo, Relación de la carga parasitaria con indicadores clínicos y de laboratorio en una manada de ovinos en la Hacienda de Zuleta y Anexas Cia. Ltda., a través de reuniones periódicas con la estudiante María Belén Freire Quillupangui, en el semestre 2018-1, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación".

Joar Marcelino García Flores
Médico Veterinario Zootecnista
C.I. 1708655475

DECLARACIÓN DEL PROFESOR CORRECTOR

"Declaro haber revisado este trabajo, Relación de la carga parasitaria con indicadores clínicos y de laboratorio en una manada de ovinos en la Hacienda de Zuleta y Anexas Cia. Ltda., de María Belén Freire Quillupangui, en el semestre 2018-1, dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación".

Olga Alexandra Angulo Cruz
Médico Veterinario Zootecnista
C.I. 1714976295

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.”

María Belén Freire Quillupangui
C.I.1725063919

AGRADECIMIENTO

Agradezco a mis padres que me dieron su amor, sabiduría y su apoyo incondicional para cumplir mi sueño.

A mi tutor MVZ Joar García por ofrecerme la guía necesaria para culminar esta investigación.

A un gran amigo que estimo mucho; Bernal Nicolalde que fue un gran apoyo para la ejecución de mi investigación.

A la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA., por darme la apertura de realizar mi investigación en sus predios.

A Ignacio Gómez por alentarme y ser mi apoyo en todo momento.

DEDICATORIA

A mi papa del cual heredé la pasión por la medicina veterinaria, un guía excepcional durante toda mi formación, mi más grande admiración y ejemplo de vida, a mi madre bella que fue y es mi apoyo incondicional en las largas noches de estudio con su amor y sabiduría nunca dudo de mí, ambos pilares fundamentales para culminar mi sueño.

A mis hermanos que fueron cómplices para alcanzar mi meta.

Mis Abuelos Rubén, Paty, Chanito y Angelita que siempre me dieron su apoyo y su amor en cada paso.

A Vivi, que considero mi segunda mamá, mi confidente que siempre estuvo para mí.

A Carolina Aguirre y Estefanía Gómez. Colegas y amigas invaluableles.

Mi novio Ignacio Gómez una de las mejores personas que conozco tengo la fortuna que sea parte de mi vida comparta mis sueño y metas.

A mi perrita Nieve que es mi compañera de vida, y es una de las razones por las que amo mi carrera.

RESUMEN

El conocer la aplicación de pruebas complementarias de laboratorio en rebaños ovinos, sin duda es ayuda para comprobar el estado general de una explotación ovina. Existe una gran apertura para el uso de serología y métodos moleculares en el diagnóstico de enfermedades por parásitos internos, sin embargo, las pruebas coproparasitológicas ya sea para identificación, conteo de huevos o de larvas, son exámenes para comprobar la presencia de parásitos mas no los efectos que producen a la salud de los ovinos; de ahí la necesidad de sumar otras pruebas que se las puede realizar en campo y ser empleados para cualquier diagnóstico de una manada de ovinos. En esta investigación se realizó la determinación de signos clínicos a los cuales se añadió el test diagnóstico FAMACHA© y los mismos que fueron corroborados con pruebas serológicas como la medición de la concentración de hemoglobina (Hb) mediante EASY TOUCH® GHb, hematocrito (Htc), proteínas plasmáticas totales (PPT) mediante refractometria. Los dos muestreos fueron realizados entre los meses de octubre y noviembre. El estudio se realizó a 148 hembras y 4 machos de la raza Poll Dorset y el objetivo productivo de la manada era el empadme. Para el estudio se realizó fichas clínicas individuales donde constaron datos clínicos como, edad, temperatura y condición corporal, porcentaje de deshidratación. La investigación arrojó resultados importantes como la relación entre FAMACHA© y la carga parasitaria la cual fue concordante ya que los animales en categoría 1 y 2 de FAMACHA presentaron cargas parasitarias bajas es decir menores a >500 (hpg) huevos por gramo de heces para lo cual se aplicó la técnica de flotación de Willis y McMaster modificado. Igualmente se identificó especies como *Cooperia spp*, *Haemonchus contortus*, *Oesophagostomun spp*, en cerca de 80% de los ovinos de la Hacienda Zuleta y Anexas. CIA.LTDA.

ABSTRACT

Knowing the application of complementary laboratory tests in sheep herds, is certainly of great help to check the general condition of a sheep farm. There is a great acceptance for the use of serology and molecular methods in the diagnosis of diseases by internal parasites, however the coproparasitological tests whether for identification, counting of eggs or larvae, are test to check for the presence of parasites but not effects that produce to the health of the ovine; hence the need to add other test that can be done in the field and be used for any diagnosis of a herd of sheep. In this investigation, clinical signs were determined, to which the FAMACHA© diagnostic test was added and which corroborated with serological tests such as the measurement of hemoglobin concentration (Hb) by EASY TOUCH® GHB, hematocrit (Htc), total plasma proteins (PPT) by refractometry. The two samplings were carried out between the month of October and November. The study was carried out on 148 females and 4 males of Pool Dorset breed and the productive objective of the herd was empadre. For the study, individual clinical records were made where clinical data were such as age, temperature and body condition, percentage of dehydration. The investigation yielded important results such as relationship between FAMACHA© and the parasitic load which was concordant since the animals in category 1 and 2 of FAMACHA© present low parasitic loads that is less than >500 (epg) eggs per gram of feces for which was applied the Willis flotation technique and modified McMaster method. Likewise, species such as *Cooperia spp*, *Haemonchus contortus*, *Oesophagostomun spp*, were identified in about 80% of the sheep in the Hacienda Zuleta and Anexas CIA.LTDA.

ÍNDICE

1. CAPITULO I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Objetivos.....	2
1.1.1 Objetivo general.....	2
1.1.2 Objetivos específicos	2
1.2 Hipótesis.....	2
2. CAPITULO II. MARCO TEÓRICO	3
2.1 Generalidades de parasitología.....	3
2.1.1 Relación Parasito/Hospedador	3
2.1.2 Efecto de las enfermedades parasitarias en ovinos.....	5
2.1.2.1 Anemia en ovinos	6
2.2 Métodos de diagnóstico de enfermedades parasitarias.....	7
2.2.1 Indicadores clínicos en ovinos	7
2.2.1.1 Ficha clínica.....	7
2.2.1.2 Famacha.....	9
2.2.1.3 Porcentaje de deshidratación	11
2.2.2 Pruebas de laboratorio.....	12
2.2.2.1 Hemoglobina	12
2.2.2.2 Hematocrito	13
2.2.2.3 Proteínas plasmáticas	14
2.2.2.4 Exámenes coproparasitológicos.....	14
3. CAPITULO III. MATERIALES Y METODOLOGÍA	17
3.1 Ubicación geográfica	17
3.2 Descripción de la población en estudio.....	17
3.3.1 Materiales	18
3.3.1.1 Materiales utilizados en campo.	18
3.3.1.2 Materiales de análisis de las muestras.	19
3.3.2 Metodología	20
3.3.2.1 Contención física y examen físico	20
3.3.2 Determinación de FAMACHA	21

3.3.3 Determinación del porcentaje de deshidratación	21
3.3.4 Carga parasitaria e identificación.....	22
3.3.4.1 Toma de muestras de heces	22
3.3.4.2 Toma de muestras sanguíneas	23
3.4 Metodología en el laboratorio	23
3.4.1 Hemoglobina.....	23
3.4.2 Hematocrito	24
3.4.4 Determinación de parásitos y de la carga parasitaria	25
3.4.4.1 Identificación de parásitos	25
3.4.4.1.1 Técnica de flotación	25
3.4.4.1.2 Técnica de McMaster modificada.....	26
4. CAPITULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	27
4.1 Resultados	27
4.1.1. Evaluación de las fichas clínicas.....	27
4.1.1.1 Evaluación de la manada	27
4.1.1.2 Edad	27
4.1.1.2.1 Condición corporal.	28
4.1.1.2.2 Temperatura.....	29
4.1.1.3 Evaluación de examen físico	29
4.1.1.3.1 FAMACHA.....	29
4.1.1.3.2 Porcentaje de deshidratación	30
4.1.1.3.3 Análisis de las pruebas de laboratorio.....	31
4.1.1.3.3.1 Hemoglobina	31
4.1.1.3.3.1 Hematocrito.....	32
4.1.1.3.3.2 Proteínas plasmáticas totales	32
4.1.1.3.4 Análisis de identificación y carga parasitaria	34
4.2 Discusión	37
5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	39
5.1 Conclusiones	39
5.2 Recomendaciones	39

REFERENCIAS	41
ANEXOS	44

1. CAPITULO I. INTRODUCCIÓN

El parasitismo es una de las enfermedades más costosas en la producción ovina, porque necesita control permanente desde que nacen los ovinos. La densidad de los rebaños provoca que el parásito pueda enfermar a un gran número de animales afectando la ganancia de peso al nacer, el engorde, empadre, calidad del vellón, entre otros. Un programa de desparasitación mal efectuado provoca pérdidas, de ahí la importancia de obtener un correcto diagnóstico del tipo de parásitos, carga parasitaria, utilizando pruebas de laboratorio para conocer los efectos en el rebaño y así crear un programa adecuado con la medicación correcta (Goelz, 2000).

En Ecuador la producción ovina toma espacio entre las producciones pecuarias, ya que se enlista en el tercer puesto con 792.248 cabezas (INEC, 2011). El sistema productivo ovino actualmente maneja rebaños al pastoreo en diferentes zonas de la región sierra, esto ha permitido crear interrogantes en cuanto a que patógenos afectan esta población ovina.

La mayoría de los parásitos son capaces de causar daño al hospedador y con una carga parasitaria alta interfieren en los procesos fisiológicos normales causando signos clínicos asociados al parasitismo como: la anemia, diarrea, vomito, obstrucción intestinal, hipoproteinemia, pérdida de peso, entre otros (Scott & Haskell, 2018).

Para determinar qué tipos signos clínicos existen el diagnóstico parasitológico que consta de métodos directos como: exámenes coproparasitológicos para la identificación de parásitos o de sus fases parasitarias (Becerril Flores, 2014).

A la evaluación clínica es importante añadir exámenes complementarios que ayudan a corroborar el diagnóstico parasitológico entre estos tenemos: la medición de hemoglobina, proteínas plasmáticas totales, hematocrito, entre otros.

El conjunto de las técnicas diagnósticas permite aplicar planes de desparasitación más eficaces. Conocer los parásitos existentes en el rebaño y en la frecuencia en que se presenta la reinfestación; así se podrá aplicar desparasitantes adecuados para el tipo de parásito. (Arece, Rodríguez, & López, 2007).

1.1 Objetivos

1.1.1 Objetivo general

Relacionar la carga parasitaria con los signos clínicos y pruebas complementarias de laboratorio a una manada de ovinos en la Hacienda de Zuleta y Anexas CIA. LTDA.

1.1.2 Objetivos específicos

- Determinar la carga parasitaria e identificar parásitos internos para conocer los niveles de parasitosis de los ovinos de la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA.
- Relacionar la carga parasitaria con la existencia de signos clínicos mediante la aplicación de historias clínicas y pruebas complementarias en un rebaño de ovejas.

1.2 Hipótesis/pregunta de investigación

¿Existe una relación entre la carga parasitaria y los signos clínicos en los ovinos de la Hacienda Zuleta y Anexas CIA.LTDA. entre los meses de octubre y noviembre del 2017?

2. CAPITULO II. MARCO TEÓRICO

2.1 Generalidades de parasitología

Los parásitos han desarrollado estrategias para ingresar ya sea a la piel o a las cavidades corporales de animales y humanos para convertirse en endoparásitos (Heinz, 2016). Estas especies, sin embargo, siempre están en peligro por el sistema inmune de estos huéspedes y por lo tanto deben desarrollar sofisticados sistemas de defensa y disfraz (Heinz, 2016).

Entender las enfermedades parasitarias requiere conocer la biología, morfología y fisiología de los parásitos (Ballweber & Messonnier, 2001).

Las enfermedades causadas por parásitos afectan a un sin número de especies animales, las cuales dependen mucho de la variación climática. Si la variación de temperatura es constante existe la probabilidad de encontrar más de una familia parasitaria. La capacidad biológica de los nematodos se ve afectada por cambios bruscos de temperatura, por ejemplo, la reproducción de los nematodos en el hospedador es alta en invierno ya que producen miles de huevos diarios capaces de infestar un rebaño en corto tiempo (Taylor, Coop, & Wall, 2016).

La identificación es un proceso importante para conocer el tipo de parásito que está afectando al rebaño, determinar su ciclo biológico dentro del hospedador y en el medio ambiente; además hay que recordar que “infección no es lo mismo que enfermedad” (Ballweber & Messonnier, 2001).

2.1.1 Relación Parásito/Hospedador

Existen características de los parásitos que alteran el sistema inmunológico de los hospedadores como son: los ciclos biológicos complejos, el tamaño y la variación antigénica (Cordero del Campillo, y otros, 2002). En cuanto a la propagación de parásitos, se debe recalcar que algunos tipos de

hospedadores han obtenido una distribución geográfica más amplia, lo que conlleva a una distribución masiva de las especies parasitarias (Heinz, 2016). En el medio ambiente en un solo individuo u hospedador se puede encontrar más de una especie parasitaria en un hospedador (Ballweber & Messonnier, 2001)

Cada hospedador consta con un número de especies parasitarias que le pueden infestar y viceversa a esto se denomina especificidad parasitaria (Cordero del Campillo, y otros, 2002).

Por otro lado, la carga parasitaria es consecuencia del parasitismo y se debe al número de parásitos que causa virulencia en un organismo vivo que se define como huésped. La parasitología cuantitativa se refiere a medidas para cuantificar las cargas parasitarias en muestras de huéspedes y hacer comparaciones estadísticas de parasitismo entre las muestras del huésped (Thornhill R, 2010).

Hoy en día se conoce que los animales jóvenes pueden experimentar infestaciones con eliminación de muchos huevos; en el caso de las ovejas adultas desarrollan cierta inmunidad en el primer año de vida; sin embargo, ovejas adultas con una nutrición deficiente, estrés continuo, falta de agua provoca que el sistema inmunitario se vea comprometido dando oportunidad a infestaciones por parásitos externos e internos (Smith, 2010).

La cantidad de huevos de parásitos son eliminados por las heces, cuanto mayor es la carga animal, mayor es la cantidad de heces en el pasto; además influye la época del año y la edad de los animales ya que sin son jóvenes la eliminación de huevos en el pasto es mayor (Smith, 2010).

La carga parasitaria permite conocer que tan parasitado se encuentra el forraje ya que ahí es donde se alojan los huevos hasta volver a parasitar a otros animales. También ayuda a la elección del desparasitante adecuado para el control de los parásitos que afectan el rebaño (Schoenian, 2017).

En el caso que el hospedador hubiese tenido contacto previo con el parásito, este desarrollará una respuesta inmunitaria o de memoria que le permite a su sistema inmune ser más resistente ante una alta carga parasitaria; por otro lado, en caso de animales jóvenes una alta carga parasitaria podrá causar daño al sistema inmunitario (Cordero del Campillo, y otros, 2002).

En la literatura se describe una relación en la que el parásito provoca la muerte del hospedador causada por parasitismo o porque bloquea funciones vitales del hospedador (Cordero del Campillo, y otros, 2002).

El manejo y rotación de potreros es fundamental para evitar carga parasitarias muy altas, ya que si las heces permanecen el suelo por un periodo de tiempo se secan lo que provoca la muerte de los huevos que podrían infectar a los animales nuevamente, el parásito depende de ciclos para su subsistencia una parte de los ciclos ocurren en los forrajes, suelo y la otra en el hospedero intermedio y definitivo donde volverá a empezar el ciclo (Cordero del Campillo, y otros, 2002).

2.1.2 Efectos de las enfermedades parasitarias en ovinos

Los parásitos internos en ovejas son la razón más común de afecciones como: diarrea, anemia, pérdida de peso, poca producción, problemas reproductivos, problemas en el desarrollo, daños en el tracto digestivo entre otros. Las pérdidas para los productores son altas y al no controlarlas adecuadamente se transforman en parasitosis que afecta la salud del rebaño (Pugh & Baird, 2012).

Los animales infestados son menos productivos en términos de fibra, carne y leche, se reduce el rendimiento reproductivo e incluso es causa de muerte repentina (Pezzanite, Neary, Hutchens, & Scharko, 2009).

Al tener animales enfermos aumentan los costos de producción ya que se prolonga el tiempo del destete, medicamentos, control veterinario, separación del rebaño sano (Pugh & Baird, 2012).

Los ovinos más susceptibles a infestaciones de parásitos son los jóvenes, destetados, lactantes, hembras en gestación (Pezzanite, Neary, Hutchens, & Scharko, 2009).

Las producciones ovinas que tiene contacto con fauna silvestre u otro tipo de producción, deberán ser más cuidadosos en los programas desparasitación. Los animales salvajes pueden introducir nuevas especies de parásitos en el rebaño y contaminar rebaños aledaños (Pugh & Baird, 2012).

2.1.2.1 Anemia en ovinos

En las ovejas la anemia es un síndrome que no es percibido comúnmente, pero su detección temprana permite relacionar otros signos de la enfermedad presente. En caso de descartar traumatismos que provoquen hemorragias, la segunda opción deberían ser las parasitosis, ya que muchos de estas provocan hemolisis o anemia crónica (Hindson & Winter, 2007).

La detección de anemia es relativamente fácil ya que puede notarse en el cambio de color de las mucosas de rosa pálido a blanco; esto se puede observar en sitios como la conjuntiva, mucosa vaginal, mucosa dental, el tercer parpado, entre otros (Hindson & Winter, 2007).

La confirmación de la anemia debe ser por medio de una prueba de hematología en la que se debe tomar en cuenta la edad del cordero, el medio en donde se desarrolla, alimentación, estado reproductivo y estado de salud (Hindson & Winter, 2007).

La anemia provocada por un parásito como el *Haemonchus contortus* puede ser aguda o crónica y dependerá de la carga parasitaria que tenga el individuo; además provoca pérdida de peso que en animales jóvenes puede ser letal (Hindson & Winter, 2007). Otros estudios indican que este parásito provoca hipoproteinemia, letargia, edema generalmente en la mandíbula inferior también conocido como mandíbula de botella (Pezzanite, Neary, Hutchens, & Scharko, 2009).

Alguna de las causas de anemia en corderos pueden ser: deficiencia de cobalto, deficiencia de cobre, parasitosis, coccidiosis, entre otras. En cuanto a las ovejas adultas una de las principales causas de la parasitosis es por parásitos internos (Hindson & Winter, 2007).

2.2 Métodos de diagnóstico de enfermedades parasitarias

2.2.1 Indicadores clínicos en ovinos

2.2.1.1 Ficha clínica

Es una herramienta donde se coloca la información individual de cada animal y su medio ambiente, al tratarse de una manada se observará el comportamiento e instalaciones en conjunto (Universidad Autónoma del Estado de México, 2011).

La ficha clínica también incluye observaciones del rebaño, como comportamiento, apetito y aptitudes dentro de la manada. Como constantes fisiológicas existe la temperatura como un dato clínico que debe interpretarse en conjunto con otros resultados del examen físico. Las variaciones de la temperatura pueden ir desde hipertermia, hipotermia o pirexia (fiebre) (Ramos Antón & Ferrer Mayayo, 2007).

Otro dato que se incluye en la ficha clínica es la condición corporal, la cual se valora mediante la palpación de las prominencias de las vértebras lumbares. Se establece cinco categorías con valores intermedios donde la categoría 1 es muy delgada, la 3 es normal y 5 es obesa (Ramos Antón & Ferrer Mayayo, 2007).

Se reconcomida la evaluación de condición corporal a los ovinos machos un mes antes de la monta en donde su condición corporal (CC) óptima es de 3 a 4, en el caso de las hembras en empadre se sugiere que su condición corporal debe ser desde 2.5. Hembras gestantes la condición corporal optima va desde 3 a 3.5 (Ramos Antón & Ferrer Mayayo, 2007).

La edad en los ovinos es un dato clínico importante, primero se debe conocer que los ovinos posee dos tipos de denticiones, una de leche y otra permanente (Ramos Antón & Ferrer Mayayo, 2007).

(Ramos Antón & Ferrer Mayayo, 2007) explican cómo se debe evaluar la edad en ovinos:

- Hasta los 18 meses todos los incisivos son caducos.
- Entre los 1.5 a 24 meses solo las palas son permanentes.
- De 2 a 3 años las palas y los primeros medianos son definitivos.
- Entre 3 a 4 años los incisivos extremos son caducos.
- De 4 a 5 años todos los incisivos son permanente.

Pasado los 6 años en adelante los incisivos se alargan y pueden presentar alteraciones, animales entre 7 y 8 años se los debería considerar para descarte (Ramos Antón & Ferrer Mayayo, 2007).

La ficha clínica posee algunas partes como reseña individual de los animales, comportamiento dentro de la manada, anamnesis, exploración física donde

incluye FAMACHA, porcentaje de deshidratación, datos reproductivos, y en caso de hallar algunos signos y síntomas que indiquen enfermedades se procede con una lista de problemas, para determinar el diagnóstico, tratamientos, alimentación, entre otros (Mendoza Gonzàles, Berumen Altorre, Santamaria Mayo, & Vera y Cuspinera, 2010).

2.2.1.2 Famacha©

FAMACHA es un test diagnóstico propio para rumiantes como ovinos, el cual identifica a los animales que precisan un tratamiento con antihelmínticos y ayuda a categorizar a los animales sanos con los que deben ser desparasitados o necesitan un tratamiento (Control American Consortium for Small Ruminant Parasite, 2017).

FAMACHA se elaboró y desarrolló en Sudáfrica para la detección de ovejas con anemia provocada por parásitos internos hematófagos y se lo está aplicando en cabras también. Es un método que consiste en ir comparando la mucosa ocular de los animales con un gráfico de colores referencia en la que se observa fotografías de colores de conjuntivas ovinas clasificadas en cinco niveles que van desde el más rojo que es el número 1 que equivale a normal que significa un animal con pocos o ningún parásito, hasta el 5 que es el blanco que equivale a anemia severa que si no es tratada puede provocar la muerte (Smith, 2010).

En FAMACHA los animales de categoría 3 pueden o no requerir tratamiento, esto dependerá de otros signos que se hallen en el examen físico del ovino y así se podrá poner a consideración el tratamiento con desparasitantes (Schoenian, 2017).

FAMACHA demuestra un grado de anemia provocado por *H. contortus* (J.M. Burke, 2007). La recomendación es que solo se mediquen únicamente a los

animales que están en el rango 4-5 y siempre que su condición corporal sea la adecuada; además solo puede ser aplicado en animales adultos (Smith, 2010).

Tabla 1

Guía para dar tratamiento según el sistema de FAMACHA

Sistema FAMACHA ©

Categoría Clínica	Color de ojo	Porcentaje de Volumen Celular (PCV)	Directriz de tratamiento
1	Rojo	≥ 28	No
2	Rojo-rosáceo	23-27	No
3	Rosado	18-22	Podría
4	Blanco-rosáceo	13-17	Si
5	Blanco	≤ 12	Si

Tomado de: (Schoenian, 2017).

Este examen físico debe realizarse según el programa de desparasitación, clima o estación, es un examen que identifica a los animales sanos para no medicarlos y con ello evitar el tema de resistencia a los desparasitantes; por otro lado, con la infraestructura correcta realizar FAMACHA será rápido (Schoenian, 2017).

Los creadores de FAMACHA incorporaron otra evaluación rápida para poder tener un mejor criterio al momento de tomar la decisión de desparasitación llamado Chequeo en 5 puntos o Five Point Check el cual extiende el uso de FAMACHA al incorporar síntomas y posibles parásitos involucrados en cada categoría (Schoenian, 2017).

Tabla 2
 Guía para dar tratamiento según el sistema de FAMACHA

Categoría	Que chequear		Cuales Parásitos
1	Ojo	Empalme de las membranas oculares Categorización FAMACHA ©	gusano barbero parasito hepático
2	Lomo	Categorización de condición corporal	Todos
3	Grupa	Chequear porcentaje de deshidratación en la piel Suciedad fecal Chequear evidencia de fregado	gusano marrón del estómago gusano de pelo gusano redondo <i>oesophagostomum spp</i> coccidia
4	Mandíbula	Edema Sub-mandibular "Mandíbula de botella"	gusano barbero parasito hepático
5	Nariz	Descargas Nasales	larvas nasales

Tomado de: (Schoenian, 2017).

Al realizar FAMACHA se debe tener en cuenta que las membranas oculares pueden verse afectadas por otros factores y no ser siempre signo de salud, entre los factores para que la mucosa ocular pueda verse roja están el polvo, la irritación ocular, enfermedades infecciosas que afecten los ojos, problemas de circulación sanguínea (FAO).

2.2.1.3 Porcentaje de deshidratación

Aunque los ovinos tienen una gran capacidad de privación de nutrientes no pueden sobrevivir si pierden más del 10% de su agua total en el organismo (Pugh & Baird, 2012). Una deshidratación severa podrá perjudicar el empaque, la ganancia de peso, calidad del vellón, desarrollo sexual, entre otros (Pugh & Baird, 2012).

La presencia de parásitos gastrointestinales provoca afecciones en el aparato digestivo del ovino, como alteración en el peristaltismo, diarreas, disminución de absorción de nutrientes y esto se manifiesta en los animales como letargo, mucosas secas, globos oculares hundidos, fosas nasales hemorrágicas, y en el caso de animales jóvenes termina con la muerte (Smith, 2010).

Determinado el porcentaje de deshidratación se debe aplicar medidas correctivas para restablecer al animal; en casos graves como animales jóvenes se deberá aplicar terapia de fluidos. El lugar donde pascia la manada debe tener suficientes bebederos para todos los animales de la manada (Smith, 2010).

Los signos para determinar el porcentaje de deshidratación son los siguientes:

Tabla 3

Signos para determinar el porcentaje de deshidratación.

% DESHIDRATACIÓN	POSICIÓN DEL GLOBO OCULAR	DEL LLENADO CAPILAR (SEGUNDOS)	MEMBRANAS MUCOSAS
NORMAL	NORMAL	1-2 "	Húmedas
1-5	NORMAL	3	Húmedas
6-8	Ligeramente hundido	4	Pegajoso
9-10	Brecha entre el globo ocular y el tejido circundante	Más de 4	Pegajosos y seco
11-12	Ojos muy hundidos, aberturas nasales hemorrágicas	Más de 4	Seco

Tomado de: (Smith, 2010)

2.2.2 Pruebas de laboratorio

2.2.2.1 Hemoglobina

Los parásitos presentes en los ovinos son causantes de la anemia microcítica hipocrómica por lo que el análisis de hemoglobina es necesario; además de la observación morfológica de glóbulos rojos (Barrios Mariana, 2011).

Esta proteína se la encuentra en los eritrocitos y es la que conduce el oxígeno por todo el torrente sanguíneo; además esta proteína se obtiene de los alimentos por la absorción gastrointestinal. Su disminución conduce a la anemia (Mendoza Gonzàles, Berumen Altorre, Santamaria Mayo, & Vera y Cuspinera, 2010).

Tabla 4
Valores normales de la biométrica hemática del ovino.

HEMATOCRITO	27-45%
HEMOGLOBINA (HB)	9-15.8 g/dl.
PROTEÍNAS PLASMÁTICAS	6-7.5 gr/dl.

Tomado de: (Pugh & Baird, 2012)

2.2.2.2 Hematocrito

Se define como valor de hematocrito a él volumen total de eritrocitos expresados en porcentaje con relación a la sangre total (Mendoza Gonzàles, Berumen Altorre, Santamaria Mayo, & Vera y Cuspinera, 2010).

En el hematocrito se puede apreciar características físicas como la formación de tres fases; la blanca representa a los leucocitos, la roja donde están depositados los glóbulos rojos y la gris donde se pueden encontrar plaquetas. El plasma suele tomar una tonalidad ámbar o amarillento (Harvey, 2012).

En animales neonatos, jóvenes, el hematocrito suele ser más alto de lo normal sin que sugiera una patología, en animales lactantes es menor y en los ovinos que han crecido en altitudes mayores a los 2000 msnm las concentraciones de hemoglobina y hematocrito son altas (Pugh & Baird, 2012).

Tabla 5
Parámetros del hematocrito.

PARÁMETROS	OVEJA	CORDERO
HEMATOCRITO	27 a 45 %	22 a 38 %

Tomado de: (Mendoza Gonzàles, Berumen Altorre, Santamaria Mayo, & Vera y Cuspinera, 2010)

2.2.2.3 Proteínas plasmáticas

Las proteínas plasmáticas ejercen la presión coloidal la cual ayuda al equilibrio acido-base (Barrett, 2013).

Pueden existir altas pérdidas de proteínas plasmáticas en el caso de alta carga parasitaria y hemorragias. La disminución de proteínas se presenta principalmente por inanición, diarreas agudas, pérdida de función hepática, parasitismo por nematodos gastrointestinales, daño renal, enteropatías, entre otros. (Mendoza Gonzàles, Berumen Altorre, Santamaria Mayo, & Vera y Cuspinera, 2010). Por otro lado una hiperproteinemia se podría deber a una deshidratación marca o procesos inflamatorios (Pugh & Baird, 2012).

2.2.2.4 Exámenes coproparasitológicos

Son técnicas en las que se utiliza material fecal para el diagnóstico parasitológico (Becerril Flores, 2014). La realización de estas pruebas puede ser inmediatas con heces frescas o utilizar una solución conservadora (Becerril Flores, 2014).

Los exámenes coproparasitológicos dependiendo del tipo de procesamiento de la muestra serán macroscópicos o microscópicos. En los microscópicos tenemos a las técnicas de flotación, tropismo y sedimentación. Por otra parte, los exámenes coproparasitológicos pueden ser cualitativos o cuantitativos como es el caso de técnica de McMaster modificada (Becerril Flores, 2014).

Para la realización de exámenes coproparasitológicos se debe utilizar los materiales apropiados y las muestras deben ser debidamente etiquetadas (Becerril Flores, 2014).

La examinación preliminar es macroscópica donde se recopila datos como: consistencia, color, olor, presencia de sangre, presencia de moco (Charles & Ed, 2011).

La examinación microscópica tiene varias técnicas con algunas variables y esto dependerá del tipo de parásito que se desee descubrir (Charles & Ed, 2011).

La técnica de flotación es una técnica de concentración cualitativa esta se basa en la diferencia específica de gravedad. Los huevos de parásitos son muy pesados para flotar en agua normal, lo que requiere que el líquido tenga una alta gravedad específica para que floten (Charles & Ed, 2011).

Entre las soluciones para el método de flotación tenemos las siguientes: con azúcar o solución de Sheather, solución de nitrato de sodio, solución de sulfato de zinc, solución sulfato de magnesio, solución salina saturada (Charles & Ed, 2011).

La solución salina saturada tiene como desventaja ser corrosiva con los instrumentos y materiales de vidrio. Por otra parte, entre las ventajas es que es barata, fácil de preparar y se la encuentra en cualquier parte. Esta solución se la recomienda para observar huevos de una densidad de 1.18 -1.20 como es el caso de los nematodos (Charles & Ed, 2011).

Entre las pruebas cuantitativas tenemos la técnica de McMaster modificado que es un procedimiento para realizar el conteo de huevos de parásitos, es muy simple y requiere haber realizado la técnica de flotación con la solución que se elija y después es un par de pasos más utilizar de una cámara McMaster la cual tendrá de dos o tres cámaras las cuales presentan 0.15 cm de profundidad

por 1 cm² equivalen a 0.15 ml debajo de cada cuadrícula que a su vez equivale a un gramo (Taylor, Coop, & Wall, 2016).

Después del llenado de las cámaras se puede observar mediante un microscopio los huevos o larvas por gramo de heces (Taylor, Coop, & Wall, 2016).

Los conteos fecales son una estimación de la carga dentro del animal, sin embargo, se utiliza como guía que desde 500 huevos por gramo de heces es una señal de que el ovino necesita ser desparasitado (Schoenian, 2017).

Es importante conocer que los huevos cuando son eliminados en la masa fecal dependen mucho del medio ambiente; además necesitan oxígeno, energía, temperaturas entre 18 y 29 grados centígrados, humedad que es proporcionada por las heces y cuando abandonan las heces la humedad debajo del pasto es adecuada para que sobrevivan, pero si las heces se secan los huevos también lo hacen y mueren (Smith, 2010).

Cuando la temperatura ambiental sea alta las larvas se pueden trasladar más rápido y las reservas de energía serán consumidas más rápido acortando su supervivencia en el forraje. Pero si llueve incrementa la humedad y ayuda al desplazamiento larvario a una distancia de 30 centímetros de las heces y cerca de 6 centímetros en los tallos del pasto; por lo cual mientras más cerca del suelo pasten las ovejas más carga parasitaria tendrán (Smith, 2010).

3. CAPITULO III. MATERIALES Y METODOLOGÍA

3.1 Ubicación geográfica

La investigación de campo y recolección de muestras se realizó en la provincia de Imbabura, Cantón Ibarra, parroquia Angochagua en la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA. Está geográficamente ubicada a una latitud $0^{\circ} 12' 00''$ y longitud $78^{\circ} 04' 59''$ E en una altura de 2.870 a 3.378.92 metros sobre el nivel del mar (msnm), posee un clima de $12.4^{\circ}C$ como promedio y de 980mm como precipitaciones (Gobierno Parroquial Rural de Angochagua, 2017). La producción de ovinos se encuentra ubicada a unos 20 minutos de la hacienda principal la cual está dividida en porteros para los lanares de la hacienda estos colindan con bosques y áreas protegidas de bosque nativos primarios (Hacienda Zuleta, 2013).



Figura 1. Ubicación geográfica de la Hacienda de Zuleta y Anexas CIA. LTDA.

Tomado de: (GoogleMaps, 2017).

3.2 Descripción de la población en estudio

Para esta investigación se trabajó con una manda o rebaño de ovinos de la raza Poll Dorset; los cuales han sido seleccionados de diferentes lanares y se

ha creado un grupo de empadre que consta de 148 hembras y 4 machos. Estos animales llevan juntos tres meses antes de empezar con el muestreo; por lo que su manejo es igual, desde la alimentación, rotación de potreros, desparasitaciones y vacunaciones. Esta manada permanecerá junta hasta cuando llegue el momento de parición. La manada es alimentada con avena, agua *ad libitum* y su chequeo sanitario es periódico para comprobar porcentaje preñez y el estado sanitario de la manada en general.

La Hacienda Zuleta y anexas CIA. LTDA. posee registros de las manadas e información individual, donde consta datos de edad, plan sanitario, entre otros. Esta información será un apoyo para el análisis de la manada y la ficha clínica de cada ovino.

3.3.1 Materiales

3.3.1.1 Materiales utilizados en campo.

- Filipina
- Estetoscopio 3M Littmann
- Termómetro - Omron
- Esferográficos - Big
- Marcadores permanentes - *Sharpie*
- Dos cajas de guates de examinación (talla s) - TopGlobe
- Dos termos
- Hielos sintéticos
- Dos cajas de 100 unidades agujas calibre 21Gx1" de extracción multimuestreo VACUETTE
- Capuchones vacutainer
- Tubos vacutainer de tapa lila
- Tubos vacutainer de tapa roja
- Algodón/ torundas con alcohol - Roche
- Torniquetes

- Fichas clínicas
- Cámara fotográfica - Sony

3.3.1.2 Materiales de análisis de las muestras.

- Jeringuillas de 3 ml - Nipro
- Tiras reactivas - Easy Touch Hemoglobin
- Equipo EasyTouch® GHB
- Capilares sin heparina para hematocrito - Biocap
- Plastilina
- Tabla de medición de hematocrito
- Micro centrifuga - Gemmy
- Centrifuga – Medic - Life
- Pipetas Pasteur
- Refractómetro - Brix
- Agua destilada
- Dos recipientes plásticos
- Cedazos
- Gasas
- Balanza gramera – Medic Life
- Mortero
- Tubos de 10 ml tapa roja estériles
- Paletas de madera
- Solución salina saturada
- Microscopio Binocular
- Cámara McMaster
- Piseta
- Atlas de parasitología ovina (Valcárcel Sancho, 2009).

3.3.2 Metodología

El estudio que se realizó en esta investigación fue un estudio de caso de tipo transversal, durante el periodo de 20 de octubre hasta el 10 de noviembre del 2017, se realizaron muestreos de heces que se realizaron dos ocasiones y un muestreo de sangre.

El muestreo se realizó a 148 hembras y 4 machos de la raza Poll Dorset, el objetivo de este lanar es reproductivo; fue relevante comprobar el estado sanitario de la manada. Durante la evaluación de la manada se observó comportamiento, grupal e individual, también se realizó la confirmación de preñez, la cual se realizó por el médico veterinario encargado y se empleó ecografía rectal y abdominal.

La manada fue evaluada de manera integral e individual, se realizó fichas clínicas pertinentes para la investigación, de las cuales se creó una base de datos de todos los animales donde se incluyó los datos de los exámenes clínicos como hemoglobina, hematocrito y proteínas plasmáticas totales.

En el muestreo realizado el 10 de noviembre del 2017 se contó con la participación de estudiantes del sexto semestre de veterinaria de la Universidad de las Américas, a los cuales se les proporciono una inducción de lo que se realizaría ese día que abarcó examen físico, toma de muestras y recorte de pezuñas.

3.3.2.1 Contención física y examen físico

El ovino debe ser sujeto de una extremidad posterior, cuello o del cuerpo evitando su paso, el arrinconarlo en una esquina es una buena práctica (ANEXO 3). La sujeción por la barbilla es correcta y no debe ser brusca, la mano debe ir debajo de la quijada y la otra mano detrás del cuello para detener

su retroceso. Después se monta al animal, con las dos manos sujetándolo por el cuello (Mendoza Gonzàles, Berumen Altorre, Santamaria Mayo, & Vera y Cuspinera, 2010).

Esta contención permite realizar una evaluación física y toma de muestras sin problemas (Mendoza Gonzàles, Berumen Altorre, Santamaria Mayo, & Vera y Cuspinera, 2010).

Una vez sujeto el animal se procedió a llenar las fichas clínicas modificadas para esta investigación (ANEXO 1) acompañado del examen físico y cualquier novedad dentro de la manada se obtuvo de las personas a cargo.

Durante el examen físico y después de la extracción de la muestra para el coproparasitario se procedió a realizar la confirmación de preñez mediante ecografía vía rectal y abdominal, este examen fue realizado por el médico veterinario designado por la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA.

3.3.2 Determinación de FAMACHA

Cuando el animal está debidamente sujeto se realiza la observación de la mucosa ocular y se compara con la tabla de FAMACHA (ANEXO 5) que contiene 5 escalas para determinar el grado de anemia. Siendo así el número 1 que corresponde a normal - sano y el número 5 denotaría la presencia de anemia que puede ser provocado por parásitos (Pugh & Baird, 2012).

Los datos se colocan en la ficha clínica (ANEXO 1) modificada para esta investigación. La evaluación para la investigación fue individual (ANEXO 6).

3.3.3 Determinación del porcentaje de deshidratación

La ficha clínica modificada para esta investigación debe incluir estos parámetros para orientar la determinación del porcentaje de deshidratación:

Tabla 6
Evaluación para el porcentaje de deshidratación en la ficha clínica

Temperatura	
DESHIDRATAACION	%
• Llenado capilar	
• Color de las mucosas	
• Posicion ocular	

Tomado de: (Freire, 2017).

Estos parámetros serán observados en las mucosas de los ovinos ya sea bucal, o conjuntiva (Hindson & Winter, 2007).

3.3.4 Carga parasitaria e identificación

3.3.4.1 Toma de muestras de heces

Se realizó dos muestreos de heces el 25 de octubre y el viernes 10 de noviembre del 2017 en la mañana, se solicita que los animales sean puestos en la manga, se procede a sujetarlos con ayuda de los cuidadores. Posteriormente se procede a colocar doble guante (ANEXO 3), con ayuda de un poco de gel se introduce un dedo y después se estimula el esfínter para extraer las heces en uno de los guantes, el guante que contiene las heces es identificado con marcador permanente con el número y color del arete del ovino (ANEXO 7).

Se almacena las muestras en un termo con hielo químico hasta trasladarlas el mismo día al laboratorio para la identificación y determinación de la carga parasitaria.

3.3.4.2 Toma de muestras sanguíneas

Las muestras se las toman con el animal inmovilizado, se procede a colocar un torniquete en el antebrazo y se desinfecta la zona de la punción con una torunda de alcohol.

Se expone la vena safena lateral, con ayuda de una aguja calibre 21Gx1 y un capuchón vacutainer se procede a llenar un tubo con vacío tapa lila con EDTA (Etilen-diamino-tetra-acético) y un tubo de tapa roja que no tiene ningún aditivo. Se llena una cantidad de 3 ml aproximadamente en cada tubo. Después los tubos fueron etiquetados con el número del arete del ovino y puesto en un termo con hielo sintético que ayuda que tenga una temperatura de 4°C (grados centígrados).

El tubo lila (EDTA) sirve para la prueba de hematocrito y hemoglobina en la cual se necesita sangre fresca; por otra parte, el tubo con tapa roja servirá para obtener el suero y realizar la medición de proteínas plasmáticas por medio del refractómetro.

3.4 Metodología en el laboratorio

3.4.1 Hemoglobina

Las muestras de sangre fueron recolectadas en horas de la mañana en tubos lilas con EDTA (Etilen-diamino-tetra-acético) con ayuda de un capuchón de vacutainer y agujas calibre 21.

El tubo fue identificado y colocado en un termo a unos 4°C (grados centígrados) para trasladarlo a un lugar más aséptico.

Para realizar la medición de la hemoglobina se procedió a extraer una gota con una aguja estéril de cada tubo (Anexo 9) y fue colocada en la cinta reactiva de un dispositivo de medición de Hemoglobina Easy Touch GHb para en 6

segundos leer el resultado de hemoglobina encontrado en la muestra de sangre. El procedimiento se lo realizó y registró con cada una de las muestras.

3.4.2 Hematocrito

Las muestras de sangre también fueron utilizadas para la determinación del hematocrito. Fue realizada en los Laboratorios de Bioquímica sede Granados de la Universidad de las Américas.

Se mezcló la muestra para luego extraer la sangre del tubo de tapa lila (EDTA) con un capilar de hematocrito sin heparina. Se lo llenó hasta un 70 % y se coloca plastilina en un extremo para sellarlo y evitar fugas (ANEXO 10).

En la microcentrífuga se colocaron 12 muestras que serán identificadas con las ranuras de la microcentrífuga (ANEXO 10). Las muestras serán centrifugadas durante 5 minutos a 15000 rpm.

Después en orden se procede a la observación del capilar de hematocrito el cual se coloca sobre la cartilla de lectura de hematocrito y se registra (ANEXO 10).

3.4.3 Proteínas plasmáticas totales

Para la determinación de proteínas plasmáticas totales se tomó el tubo con tapa roja y se dejó que se coagule durante 15 a 30 minutos a temperatura ambiente.

Para separar el suero centrifugar a 1.600 rpm durante 10 minutos a temperatura ambiente.

Se tomó el suero con una pipeta Pasteur y se colocó de dos a tres gotas sobre el refractómetro calibrado previamente con agua destilada (ANEXO 11),

observar cerca de una fuente de luz y registrar la lectura de cada una de las muestras. (Figura 22 y 23).

3.4.4 Determinación de parásitos y de la carga parasitaria

3.4.4.1 Identificación de parásitos

Las muestras registradas de la manada de investigación fueron tomadas en la mañana, proceden a ser transportadas al laboratorio de la Clínica Veterinaria de la Universidad de las Américas, donde se realizó el proceso de flotación y la respectiva observación en el microscopio para la identificación de los huevos con ayuda del Atlas de Parasitología Ovina, se obtiene un registro fotográfico de los hallazgos.

3.4.4.1.1 Técnica de flotación centrifuga sensible o Willis

- Se procede a pesar en la balanza 3 gramos de heces (ANEXO 12) y de se debe colocar 42 ml de agua en un contenedor plástico.
- En el mortero o con una paleta de madera se homogeniza la mezcla y deberá ser filtrada a través de un cedazo más una gasa a un recipiente plástico (ANEXO 12).
- El filtrado debe ser homogenizado y colocado en un tubo de ensayo de 10 ml.
- El tubo debe ser centrifugado a 1500 rpm por cerca de 2 minutos.
- Eliminar el sobrenadante, agitar el tubo y completar los 10 ml del tubo con solución salina saturada.
- Dejar reposar por unos segundos la mezcla para que los huevos suban a la superficie.
- Con ayuda de una pipeta Pasteur se absorbe la parte de arriba de la solución (ANEXO 12) y se coloca de dos a tres gotas en un portaobjetos para observa al microscopio (ANEXO 12) (Taylor, Coop, & Wall, 2016, pág. 260).

3.4.4.1.2 Técnica de McMaster modificada

Esta técnica se realiza con una solución que posee una densidad (gravedad específica) (Sixtos, 2017) superior a 1 como es la de Koffoyd y Barber o solución salina saturada; esta solución permite identificar protozoarios, nematodos y algunos cestodos (Taylor, Coop, & Wall, 2016).

La preparación de la solución salina saturada es la siguiente:

- Cloruro de sodio (NaCl) en una cantidad de 331 gramos en un litro de agua destilada (Sixtos, 2017).

En la literatura Parasitología Veterinaria de (Taylor, Coop, & Wall, 2016) se describe el procedimiento de la técnica de McMaster de la siguiente manera:

1. Pesar 3 gramos de heces (ANEXO 12).
2. Disgregar las heces en un mortero y añadir 42 ml de agua. Agitar vigorosamente (ANEXO 12).
3. Filtrar la mezcla por un colador con una gasa (ANEXO 12).
4. Recoger el filtrado, homogenizar y llenar un tubo de ensayo de 10 ml.
5. Centrifugar el tubo durante 3 minutos a 1500 rpm.
6. Eliminar el sobrenadante, agitar el sedimento y añadir solución salina saturada hasta completar 10 ml (ANEXO 12).
7. Homogeneizar el contenido invirtiendo varias veces el tubo y con la pipeta Pasteur cargar las dos hemicámaras de una cámara McMaster (ANEXO 12).
8. Observar mediante el microscopio la parte superior de la cámara McMaster donde se puede ver claramente la retícula (ANEXO 12).
9. Las dos cámaras llenas completan 1 ml de muestra.
10. Contar las formas parasitarias de cada una de la cámara y tomar un registro fotográfico de las dos hemicámaras.

4. CAPITULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Resultados

4.1.1. Evaluación de las fichas clínicas

4.1.1.1. Evaluación de la manada

La manada constaba de 148 hembras y 4 machos, una manada joven y homogénea la cual se encuentra identificadas con aretes y en algunos casos con pintura sobre el vellón para conocer si se las han examinado anteriormente.

Era una manada con animales alertas, atentos, y consientes. No se observó animales separados de la manada. Por otro lado, con un 92 % de animales gestantes, por lo que en la toma de muestras debió ser cuidadosa, aun así, existió un aborto.

Los resultados en cuanto a condición corporal, temperatura y deshidratación obtenidos en el examen físico fueron dentro de los rangos normales.

4.1.1.2 Edad

La manada se creó seleccionando animales de diferentes lanares, observando características genéticas para obtener crías eficientes. Se obtuvo una media de 3 años que indica animales jóvenes; sin embargo, también se pudo evidenciar animales adultos pasados los 5 años.

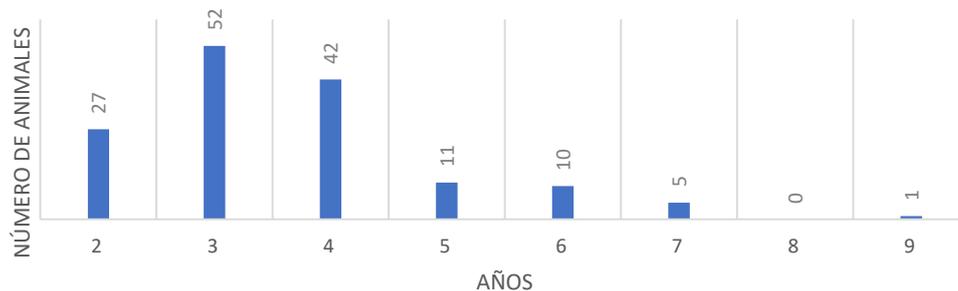


Figura 2. Histograma de las edades de la manada de ovinos en la Hacienda Zuleta y Anexas. CIA. LTDA.

Tomado de: (Freire, 2017).

4.1.1.2.1 Condición corporal.

A la observación de condición corporal mediante palpación, se pudo apreciar que el 62% del rebaño se encuentra en la categoría de condición corporal 3 que es normal y óptima para el objetivo reproductivo.

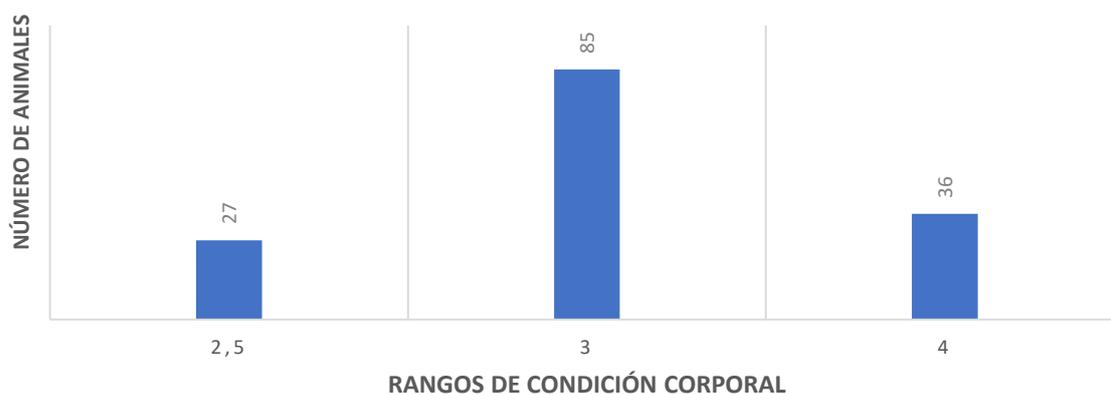


Figura 3. Histograma de condición corporal la manada de ovinos en la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA.

Tomado de: (Freire, 2017).

4.1.1.2.2 Temperatura.

La temperatura de la manada tuvo un rango de 38. 6° C a 39.2°C (grados centígrados), pero pueden existir variaciones fisiológicas desde el celo, preñez, enfermedades, entre otras (Mendoza Gonzàles, Berumen Altorre, Santamaria Mayo, & Vera y Cuspinera, 2010). En el grafico (Figura 4) se puede apreciar una media de 38,8 grados centígrados que se encuentra en el rango normal.

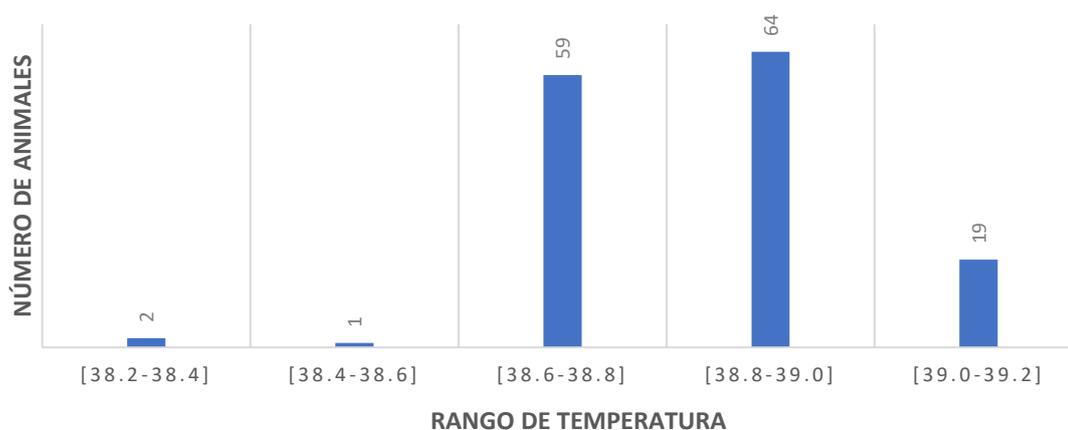


Figura 4. Histograma de la temperatura corporal la manada de ovinos en la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA.

Tomado de: (Freire, 2017).

4.1.1.3 Evaluación de examen físico

4.1.1.3.1 FAMACHA

La evaluación de FAMACHA realizada con la cartilla (Anexo 5) fue individual, en la mucosa ocular. En la manada el 45.9 % se encontró en la categoría 2 de la escala de FAMACHA, que es un grado favorable ya que indica ausencia de anemia posiblemente causada por parásitos, se obtuvo una media de categorización 2 en la escala de FAMACHA.

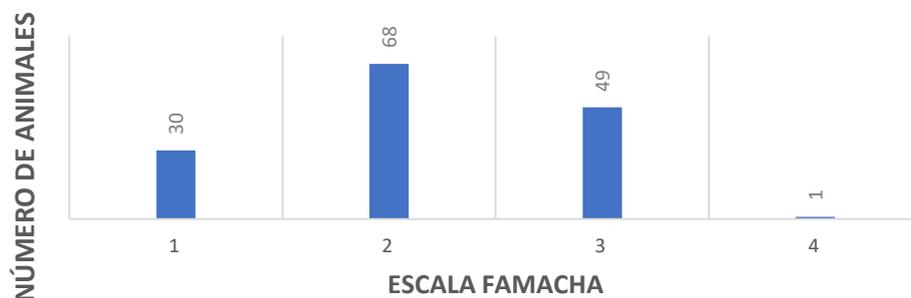


Figura 5. Gráfica de la categorización FAMACHA en la manada de ovinos en la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA.

Tomado de: (Freire, 2017).

4.1.1.3.2 Porcentaje de deshidratación

Para la obtención de este porcentaje se realizó la observación del llenado capilar, coloración en mucosa bucal o vulvar. También se observó hundimiento ocular en caso de sospechar de una deshidratación mayor al 5%; de hecho, como demuestra la gráfica no existieron porcentajes altos de deshidratación. Se observó un 20 % de animales dentro de la manada con el 2% de deshidratación.

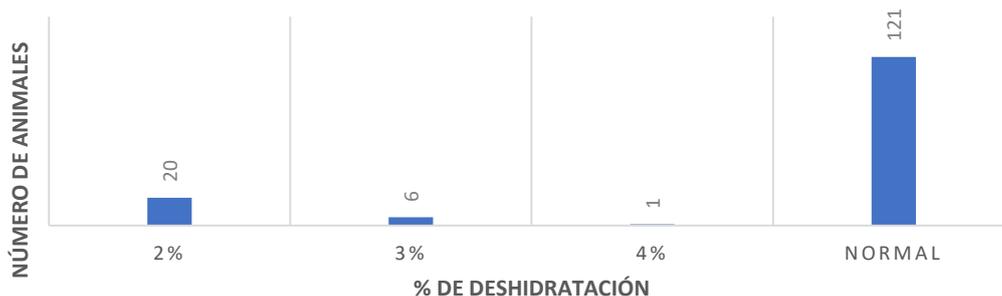


Figura 6. Gráfica del porcentaje de deshidratación en la manada de ovinos en la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA.

Tomado de: (Freire, 2017).

4.1.1.3.3 Análisis de las pruebas de laboratorio

4.1.1.3.3.1 Hemoglobina

En el rebaño se evidencio que el 70 % de animales presentaron valores normales de hemoglobina, sin embargo, existió un 25% que obtuvo valores bajos entre 7 y 9 gl / dl que es el rango inferior.

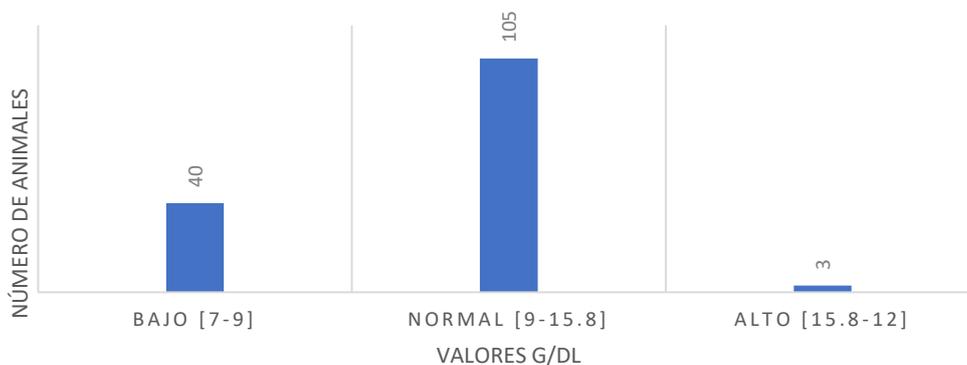


Figura 7. Histograma que representa los valores de hemoglobina (Hb) encontrados en la manada de ovinos en la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA.

Tomado de: (Freire, 2017).

4.1.1.3.3.1 Hematocrito

En el rebaño se evidencio que el 80 % de animales presentaron valores normales de hematocrito, sin embargo, existió un 20% que obtuvo valores bajos entre 20% y 27 % que es el rango inferior.

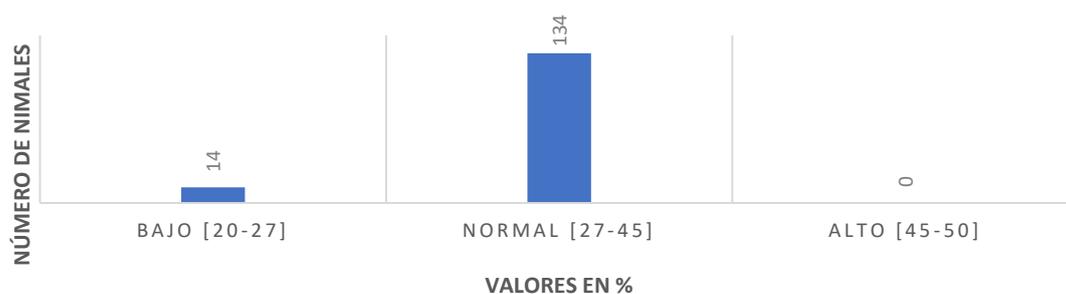


Figura 8. Gráfica de la prueba de hematocrito realizada en la manada de ovinos en la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA.

Tomado de: (Freire, 2017).

4.1.1.3.3.2 Proteínas plasmáticas totales

En el rebaño se evidencio que el 60 % de animales presentaron valores normales de proteínas plasmáticas totales, sin embargo, existió un 20% que obtuvo valores altos entre 7.5 y 15 % que es el rango inferior.

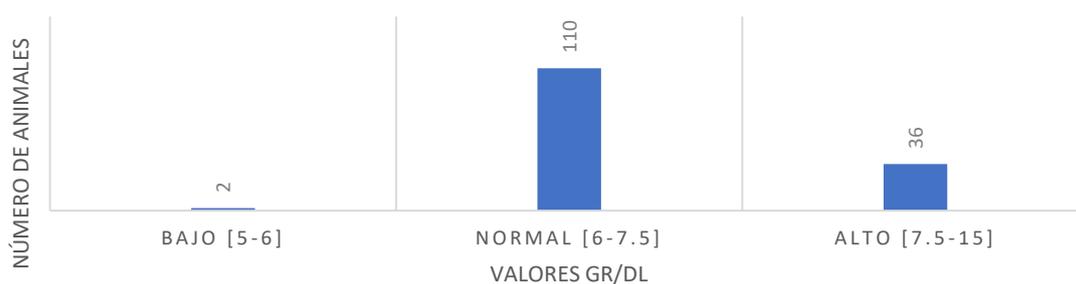


Figura 9. Gráfica de los hallazgos de proteínas plasmáticas totales en la manada de ovinos en la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA.

Tomado de: (Freire, 2017).

Evaluación de los Machos de la manada

Los 4 machos fueron evaluados separados de las hembras mostrando los siguientes resultados:

Tabla 7

Resultados de las fichas clínicas y pruebas complementaria.

ARETE	CC	EDAD	%D	T°	FAMACHA	Hb g/dl	Hematocrito %	PPT gl/100ml
M 46A	2.5	3	4%	39	3	8.3	29	6
M 45 A	3	3	N	39.2	1	9.5	29	8.5
M 48 A	3	3	N	38.6	2	9	27	7
M 49 A	3	3	N	39.7	2	9.7	30	7

Nota: La edad se encuentra en años.

En cuanto a los valores expuestos en la tabla anterior se observa que el macho M46 A tiene una condición corporal baja, el valor de FAMACHA está en la escala en 3 lo que indica que podría necesitar una desparasitación, pero se deben evaluar otros parámetros como el porcentaje de deshidratación que es de 4%, lo que nos puede sugerir que no ha bebido agua ni se alimentado bien, en cuanto las pruebas complementarias de laboratorio su hemoglobina es baja del límite inferior puede ser un indicio de anemia, en cuanto al hematocrito está en los rango normal y por ultimo las proteínas plasmáticas totales bajas pueden relacionarse con problemas parasitarios que confirmaría el resultado de FAMACHA. En conclusión, este ovino sería recomendable desparasitarlo de acuerdo con su coproparasitario y pedir a los trabajadores que observen si toma agua.

En cuanto a los otros machos a pesar de la exigencia reproductivas que tiene con el rebaño de empadre, sus resultados son favorables están en los rangos sin presentar novedades.

4.1.1.3.4 Análisis de identificación y carga parasitaria

El primer muestreo realizado el 20 de octubre y el 10 de noviembre del 2017 se procesaron los mismos días pudo observar lo siguiente:

Tabla 8

Examen físico coproparasitario

NÚMERO DE ANIMALES	SEXO	COLOR	ASPECTO	CONSISTENCIA
74	Hembras	Verde	Heterogénea	Dura
74	Hembras	Verde	Heterogénea	Pastosa
4	Machos	Verde	Heterogénea	Dura

El examen coproparasitoscópico macroscópico se evidencio un 90% de heces con características físicas normales; sin embargo, en cuanto consistencia existió 50% de duras y 50% de pastosa.

En el examen coproparasitoscópico microscópico para la identificación parasitaria fue mediante la técnica de flotación o de Willis y para el conteo de carga parasitaria fue mediante el método McMaster modificado.

En el método de flotación se añadió 42 ml de agua a los cuales se suma 3 gramos de heces lo que nos da un total de 45 ml.

La cámara McMaster puede poseer dos o tres cámaras las cuales presentan 0.15 cm de profundidad por 1 cm² equivalen a 0.15 ml debajo de cada cuadrícula que a su vez equivale a un gramo.

Fórmula para el recuento:

$$\text{HUEVO POR GRAMO} = \frac{\text{RECUENTO TOTAL X 100}}{\text{N}^{\circ} \text{ DE CÁMARAS}}$$

Figura 10. Fórmula para obtener la carga parasitaria en huevos por un gramo de heces según el método McMaster

Tomado de: (Taylor, Coop, & Wall, 2016, pág. 260) .

Tabla 9

Promedios de la carga parasitaria de la manada de ovinos

No DE ANIMALES	SEXO	Parásitos Gastrointestinales	Promedio de huevos por gramo de heces	Nivel de infección	Pulmonares y hepáticos
148	H	<i>Trichonema spp</i> 4-6 x campo	600	Leve	Negativo
		<i>Trichostrongylus spp</i> 2-4 x campo	400	Baja	
		<i>Cooperia spp</i> 4-5 x campo	500	Leve	
		<i>Haemonchus contortus</i> 5-6 x campo	600	Leve	
		<i>Oesophagostomun spp</i> 4 -5 x campo	300	Baja	
4	M	<i>Cooperia spp</i> 4 - 5 x campo	300	Baja	Negativo
		<i>Haemonchus contortus</i> 5-6x campo	600	Leve	

Tomado de:(Freire, 2017).

Nota: Nivel de infección se estableció que ≤ 500 hpg se considera infección baja, 500 a 600 hpg infección leve y ≥ 600 hpg infección grave.

En el caso de las hembras existieron animales que presentaron de 3 a 4 huevos de diferentes especies de parásitos (Anexo 13). En el 20 % de la población es decir 30 animales se observaron campos libres de huevos, y con otros hallazgos como larvas y ácaros.

Para la identificación parasitaria, parte del muestreo se envió a laboratorio ANIMALAB CIA.LTDA. Para comprobar la presencia de parásitos pulmonares o hepáticos, el resultado fue negativo para ambos tipos.

Análisis de resultados

La relación que existen entre los resultados de exámenes clínicos y los resultados de las pruebas complementarias son concordantes; ya que en cuanto a temperatura se encontraban en el rango normal de 38. 6° C a 39.2°C, condición corporal una media de 3 condición optima, en cuanto % de deshidratación el 81.75% de la población estuvo normal, descartando signos clínicos que pueden producir una alta carga parasitaria.

Por otra parte, la relación que existió entre 70% de hembras de la manada posee una infección leve y baja la baja carga parasitaria y el 66.21% de animales en la categoría 1 y 2 de FAMACHA demuestra que los animales en este grupo no presentan signos de parasitosis; sin embargo, el 33.7% del resto de animales se encontraron en la categoría 3 los cuales descarto su parasitosis con los exámenes coproparasitológicos en rangos normales.

Las pruebas complementarias como la medición de hemoglobina, hematocrito y proteínas plasmáticas totales reflejaron valores normales, aunque el 23.6% de la población tuvo valores de hiperproteïnemia la cual descarta que exista una relación con la carga parasitaria ya que la infección es leve en el rebaño.

Los parásitos gastrointestinales encontrados fueron: *Cooperia spp*, *Trichonema spp*, *Trichostrongylus spp*, *Haemonchus contortus*, *Oesophagostomun spp*. Estos tipos de parásitos son comunes en los ovinos. Para formar la manada de empadre se escogió animales sanos, ya que el objetivo productivo de la manada es la reproducción. En el conteo de huevos por gramo de heces (hpg)

se definió que en un rango de 500 a 600 (hpg) igual a infección leve donde 70% de la población de ovinos se encontró.

4.2 Discusión

En el estudio realizado en la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA. se aplicó las pruebas complementarias, ya que durante el estudio al ser un número considerable de animales dificulta una observación correcta de FAMACHA© por lo que se puede categorizar incorrectamente a los animales, y se recomienda siempre corroborar los resultados con otras pruebas diagnósticas esa dificultad también se presentó en el siguiente estudio en el 2015 en donde se aplicó tres test los cuales fueron Hematest, Hexagon y FAMACHA© para la detección temprana de *Haemochus.C* en ovejas merino pero en este estudio se decidió establecer que animales con categoría 3 de FAMACHA© ya se los consideraría como indicativo de anemia, los animales en este estudio tuvieron la infección experimentalmente, los resultado que arrojaron fueron que las pruebas hematológicas deben estar de la mano con FAMACHA© ya que es un buen indicador si el animal esta anémico (Rodríguez, Goldberg, Viotti, & Ciappesoni, 2015).

Es el primer estudio que se realiza en el Ecuador en la zona de Zuleta a una altura de 3.378 msnm y los resultados de las fichas clínicas más FAMACHA tuvieron relación con la carga parasitaria, lo que demuestra que se puede aplicar estas pruebas en la zona ya que en un estudio realizado en el año 2008 donde se realizó una investigación en el sur de Italia, se recolectaron 793 muestras de sangre y de heces de ovejas adultas, las mismos fueron sometidas a examen clínico completo y FAMACHA© que se compararon con valores de hematocrito y hemoglobina a pesar que se consideró la categoría 3 valor límite para anemia los valores de hematocrito y hemoglobina estaban debajo de 25% y 9 g/dl, en animales de categorías 2 y 3 FAMACHA© lo que demostró una no relación entre las pruebas aplicadas (Di Loria, y otros, 2009). Por otra parte, en Sur África en el 2011 se realizó una investigación predictiva

de infestación de gusanos de clase *H. contortus*, el modelo fue sensible al cambio de valores de hemoglobina, hematocrito y también se aplicó FAMACHA© donde animales con un hematocrito de < 22% se los incluía para recibir tratamiento desparasitante.

En la investigación del 2011 se trataron 71% ovejas gestantes. Algo que recalcar es que FAMACHA© permitió identificar a los animales con score de 4 - 5 los cuales entran a un seguimiento para evaluaciones individuales repetidas de los animales afectados (Reyneck, Van Wyk, Gummow, Dorny, & Boomker, 2011).

En la presente investigación también se realizó confirmación de gestación mediante ecografía rectal y abdominal en donde nos dio 92% de hembras gestantes y FAMACHA© más las pruebas complementarias demostraron que los animales no necesitaban desparasitación.

Uno de los resultados obtenidos en el presente estudio fueron 3 animales con hipotermia y en la literatura se atribuye a enfriamiento de la superficie corporal, debilidad muscular, entre otros (Ramos Antón & Ferrer Mayayo, 2007).

Además en cuanto a las hembras que se encontraron en categoría 3 de FAMACHA que fueron el 32.2% de la población, se encontraron con porcentajes altos de proteínas plasmáticas totales, pero cargas parasitarias bajas. En la literatura explica que una hiperproteinemia es causa de una deshidratación o inflamación (Pugh & Baird, 2012). Durante el estudio realizado en la Hacienda Zuleta y Anexas CIA.LTDA. los animales recorrieron una larga distancia entra su potrero y la manga; además durante el muestreo se les impidió beber agua y alimentarse es debido a esas causas la hiperproteinemia.

En cuanto los valores inferiores a los normales de hemoglobina del 26% de la población de descarto que esto fuese causado por parásitos internos, en la literatura se justifica con alimentación deficiente, error de en las pruebas diagnósticas, estrés (Smith, 2010).

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

La carga parasitaria encontrada en los 148 hembras y 4 machos ovinos de la raza Poll Dorset fue baja ya que un 85 % de la manada se encontró valores menores a <500 (hpg) huevos por gramos de heces, a su vez se pudo identificar las siguientes especies de parásitos: *Cooperia spp*, *Trichonema spp*, *Trichostrongylus spp*, *Haemonchus contortus*, *Oesophagostomun spp*.

Relacionando la carga parasitaria baja encontrada en la manada de ovinos se evidencio que si hubo relación con las fichas clínicas, FAMACHA© y las pruebas complementarias realizadas en la investigación concluyendo que es una manada sana y habilitada para el empadre.

Los exámenes coproparasitológicos deben ser acompañados de pruebas complementarias para obtener un diagnóstico más acertado del estado de salud de los animales.

5.2 Recomendaciones

Se recomienda realizar coproparasitarios seriados para comprobar la carga parasitaria en otras épocas de año exceptuando octubre y noviembre en la zona de Zuleta.

Se recomienda implementar en la Hacienda Zuleta y Anexas. CIA. LTDA. el Five Check Point al examen de FAMACHA© ya que amplía la eficacia del diagnóstico, sobre todo con los animales que se encuentran en la categoría 3 de FAMACHA©.

La utilización de pruebas rápidas como medición de glucosa, hemoglobina, proteínas plasmáticas totales, entre otras debería ponerse a prueba con

resultados de hemogramas realizados en laboratorios certificados para comprobar si existe una diferencia notable o no en los resultados.

Se recomienda realizar pruebas para la identificación de ectoparásitos y así complementar el estudio realizado para tener una visión más amplia de los tipos de parásitos existen en la población de la Hacienda de Zuleta y Anexas CIA.LTDA.

El estudio puede ser tomado como indicativo para el uso más frecuente de FAMACHA© en la zona de Zuleta y zonas cernas del país.

REFERENCIAS

- Arece, J., Rodríguez, D., & López, Y. (2007). Relación de algunos indicadores sanguíneos con la infestación de parásitos. *Revista de Salud Animal*, 133-135. Obtenido de SCIELO.
- Ballweber, L. R., & Messonnier, S. P. (2001). Veterinary Parasitology. *Veterinary Parasitology*, 1-3.
- Barrett, K. E. (2013). *GANONG Fisiología Médica*. Mexico: McGraw.
- Barrios Mariana, S. E. (2011). ANEMIA MICROCÍTICA HIPOCRÓMICA EN RUMIANTES. *Mundo Pecuario*, 145-150.
- Becerril Flores, M. A. (2014). *Parasitología Médica*. Mexico: McGraw Hill.
- Charles, M. H., & Ed, R. (2011). *Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians*. Missouri: ELSEVIER.
- Control American Consortium for Small Ruminant Parasite. (2017). *American Consortium for Small Ruminant Parasite Control*. Obtenido de American Consortium for Small Ruminant Parasite Control: <https://www.wormx.info/famacha>
- Cordero del Campillo, M., Rojo Vázquez, F. A., Martínez Fernández, A. R., Sánchez Acedo, C., Hernández Rodríguez, S., Navarrete López-Cozar, I., . . . Carvalho Varela, M. (2002). *PARASITOLOGÍA VETERINARIA*. ARAVACA: McGRAW-HILL- INTERAMERICANA.
- Di Loria, A., Veneziano, V., Piantadosi, D., Rinaldi, L., Cortese, L., Mezzino, L., . . . Ciaramella, P. (2009). Evaluation of the FAMACHA system for detecting the severity of anaemia in sheep from southern Italy. *Veterinary Parasitology*, 53-59.
- Egbe-Nwiyi, T. N., Nwaosu, S. C., & Salami, H. A. (2000). HAEMATOLOGICAL VALUES OF APPARENTLY HEALTHY SHEEP AND GOATS AS INFLUENCED BY AGE AND SEX IN ARID ZONE OF NIGERIA. *Biomed*, 109-115.
- FAO. (s.f.). *FAO*. Obtenido de FAO: <http://www.fao.org/docs/eims/upload/agrotech/1906/FAMACHA%20InfoGuideFEB04v4final.pdf>
- Freire, M. B. (26 de Octubre de 2017). Hacienda Zuleta y Anexos LDTA CIA. *Hacienda Zuleta y Anexos LDTA CIA*. Zuleta, Imbabura, Ecuador.
- Gobierno Parroquial Rural de Angochagua. (08 de 03 de 2017). *Gobierno Parroquial Rural de Angochagua*. Obtenido de Gobierno Parroquial Rural de Angochagua:

<http://www.angochagua.gob.ec/index.php?forma=noticia.php&bandera=1&fun=29#>

- Goelz, J. L. (7 de Diciembre de 2000). *PIPESTONE VETERINARY CLINIC*.
Obtenido de PIPESTONE VETERINARY CLINIC:
<http://www.pipevet.com/images/Introduction%20to%20Parasitology.pdf>
- Gómez, I. (26 de Octubre de 2017). FAMACHA. *Evaluacion de FAMACHA*.
Zuleta, Imbabura, Ecuador.
- GoogleMaps. (2 de Mayo de 2017). *Google Maps*. Obtenido de Google Maps:
<https://www.google.com/maps/@0.2099748,-78.0919744,9429m/data=!3m1!1e3?hl=es-ES>
- Hacienda Zuleta. (2013). *Hacienda Zuleta*. Obtenido de Hacienda Zuleta:
<http://zuleta.com/es/working-farm-and-agrotourism-in-ecuador/>
- Harvey, J. W. (2012). Hematology Procedures. *Veterinary Hematology*, 11-32.
- Heinz, M. (2016). *Animal Parasites*. Dusseldorf: Springer.
- Hindson, J. C., & Winter, A. C. (2007). *Manual Of Sheep Diseases* (2nd ed.).
Oxford: John Wiley & Sons.
- INEC. (Agosto de 2011). *INEC*. Recuperado el 1 de Abril de 2016, de INEC:
http://www.ecuadorencifras.gob.ec/wp-content/descargas/Presentaciones/espac_2010.pdf
- J.M. Burke, R. K. (2007). Accuracy of the FAMACHA system for on-farm use by sheep and goat producers in the southeastern United States. *ELSEVIER*, 89-95.
- Kaplan, R. M., Burke, J. M., Terrill, T. H., Miller, J. E., Getz, W. R., Mobini, S., . . . Vatta, A. F. (2004). Validation of the FAMACHA © eye color chart for detecting clinical anemia in sheep and goats on farms in the southern United States. *Veterinary Parasitology*, 105-102.
- Konto, M., Abba, Y., Ramli, N., Marimuthu, S., Omar, B., & Abdullah, M. (2016). The use of FAMACHA in estimation of gastrointestinal nematodes and total worm burden in Damara and Barbados Blackbelly cross sheep. *Tropical Animal Health and Produccion*, 1013-1020.
- Mendoza Gonzàles, A., Berumen Altorre, A. C., Santamaria Mayo, E., & Vera y Cuspinera, G. G. (2010). *Diagnóstico Clínico del Ovino*. Tabasco: Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
- Mitchell, B., Neary, M., & Kelly, G. (2003). Blood Sampling in Sheep. *Sheep@Purdue*, 1-5.
- Pezzanite, L., Neary, M., Hutchens, T., & Scharko, P. (10 de 8 de 2009). *PURDUE UNIVERSITY*. Obtenido de PURDUE UNIVERSITY:

<https://www.extension.purdue.edu/extmedia/as/as-595-commondiseases.pdf>

- PUExtension (Dirección). (2014). *How to Conduct a Fecal Egg Count in Sheep and Goats* [Película].
- Pugh, D. G., & Baird, A. N. (2012). *SHEEP AND GOAT MEDICINE* (2 nd ed.). Missouri: ELSEVIER.
- Ramos Antón, J. J., & Ferrer Mayayo, L. M. (2007). *La exploracion clínica del ganado ovino y su entorno*. Zaragoza: SERVET.
- Reyneck, D. P., Van Wyk, J. A., Gummow, B., Dorny, P., & Boomker, J. (2011). A stochastic model accommodating the FAMACHA© system for estimating worm burdens and associated risk factors in sheep naturally infected with *Haemonchus contortus*. *Veterinary Parasitology*, 231-241.
- Rodríguez, A. V., Goldberg, V., Viotti, H., & Ciappesoni, G. (2015). Early detection of *Haemonchus contortus* infection in sheep using three different faecal occult blood tests. *Open Veterinary Journal*, 90-97.
- Schoenian, S. (22 de Noviembre de 2017). *Sheep 201*. Obtenido de Sheep 201 a Beginner's guide to Raising Sheep: <http://www.sheep101.info/201/parasite.html>
- Scott, R. R., & Haskell, J. (13 de 2 de 2018). *ProQuest Ebook Central*. Obtenido de ProQuest Ebook Central: <https://ebookcentral-proquest-com.ezproxy.library.uq.edu.au/lib/uql/detail.action?docID=818656#>
- Sixtos, C. (2017). *Virbac al día*. Obtenido de Virbac Salud Animal: <http://www.webveterinaria.com/virbac/news25/compania.pdf>
- Smith, B. P. (2010). *MEDICINA INTERNA DE GRANDES ANIMALES*. Barcelona: ELSEVIER.
- Taylor, M. (2009). Changing patterns of parasitism in sheep. *In Practice*, 474-483.
- Taylor, R. L., Coop, & Wall, R. I. (2016). *Veterinary Parasitology*. Oxford: Wiley Balckwell.
- Thornhill R, F. C. (11 de Abril de 2010). *PUBMED*. Obtenido de PUBMED: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/22947787>
- Universidad Autónoma del Estado de México. (20 de 12 de 2011). *PROGRAMA DE PRÁCTICAS DE CLINICA DE OVINOS Y CAPRINOS*. Obtenido de PROGRAMA DE PRÁCTICAS DE CLINICA DE OVINOS Y CAPRINOS: http://veterinaria.uaemex.mx/_docs/81_ARCH5_PRACTICAS%20DE%20CLINICA%20DE%20OVINOS%20Y%20CAPRINOS.pdf
- Valcárcel Sancho, F. (2009). *Atlas de Parasitología Ovina*. Zaragoza: SERVET.

ANEXOS

ANEXO 1 Ficha clínica elaborada para esta investigación.

Ficha clínica

Predio:.....

Fecha:.....

Arete:.....

1. Reseña

Especie	ovinos
Raza	
Sexo	M : H:
Edad	
Peso	
Condicion corporal	1 2 3 4 5
Tipo de alimentacion	Pasto : Pienso:

2. Historial

- Vacunacion si no vacuna :.....ultima fecha
.....
- Despacitacion si no antiparasitario usado:
..... Fecha de la ultima
desparasitacion.....

3. Estado reproductivo

Vacia	
Hembra gestante	
Preñez confrmada	
inseminada	
Con cria	
Reproductor	

4. Constantes fisiologicas

Temperatura	
DESHIDRATACION	%
• Llenado capilar	
• Color de las mucosas	
• Posicion	
FAMACHA	1 2 3 4 5
PULSO	

5 Toma de muestras

TIPO	IDENTIFICACION
Muestra de heces	
Muestra de sangre	

6 Observaciones

.....

Anexo 2. Base de datos con las fichas clínicas, pruebas complementarias.

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q
	ARETE	COLOR	RAZA	CC	EDAD	ALIMENTACION	VACUNACION	SPARASITACION	TEMPERATURA	ESTADO REPRODUCTIVO	DESHIDRATACION	FAMACHA	MUESTRAS DE SANGRE	MUESTRAS DE HECES	MOGLOBINA Hb [g]	HEMATOCRITO [%]	PLASMATICA
1	238	R	Poll Dorset	3,00	3	PASTO	SI	SI	38,7	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	9,20	29	7
2	252	V	Poll Dorset	3,00	7	PASTO	SI	SI	38,6	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	9,70	31	7
3	136	V	Poll Dorset	4,00	2	PASTO	SI	SI	38,9	CONFIRMADA	NORMAL	2	OK	OK	9,70	30	8
4	73	V	Poll Dorset	4,00	2	PASTO	SI	SI	38,6	CONFIRMADA	2%	3	OK	OK	9,00	27	7
5	258	R	Poll Dorset	2,50	4	PASTO	SI	SI	38,9	CONFIRMADA	4%	2	OK	OK	9,00	27	8
6	128	V	Poll Dorset	3,00	3	PASTO	SI	SI	39,2	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	9,30	29	8,5
7	96	V	Poll Dorset	3,00	3	PASTO	SI	SI	39,0	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	9,80	29	7
8	54	R	Poll Dorset	3,00	7	PASTO	SI	SI	38,9	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	8,50	28	8,5
9	250	V	Poll Dorset	4,00	5	PASTO	SI	SI	38,6	CONFIRMADA	NORMAL	2	OK	OK	8,50	28	9,5
10	165	V	Poll Dorset	2,50	4	PASTO	SI	SI	38,9	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	9,20	27	9
11	179	V	Poll Dorset	4,00	2	PASTO	SI	SI	38,6	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	9,30	30	8
12	63	R	Poll Dorset	3,00	2	PASTO	SI	SI	38,9	VACIA	NORMAL	2	OK	OK	9,30	31	10
13	24	V	Poll Dorset	2,50	3	PASTO	SI	SI	38,7	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	10,00	30	8
14	63	V	Poll Dorset	3,00	3	PASTO	SI	SI	38,7	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	8,60	27	7,5
15	10	V	Poll Dorset	4,00	3	PASTO	SI	SI	38,8	CONFIRMADA	2%	3	OK	OK	8,10	25	7,5
16	263	V	Poll Dorset	2,50	3	PASTO	SI	SI	38,9	CONFIRMADA	NORMAL	2	OK	OK	10,10	29	6
17	05 A	V	Poll Dorset	4,00	4	PASTO	SI	SI	39,0	CONFIRMADA	2%	2	OK	OK	7,90	24	6
18	155	R	Poll Dorset	3,00	4	PASTO	SI	SI	38,7	CONFIRMADA	NORMAL	2	OK	OK	9,20	28	8
19	47	V	Poll Dorset	4,00	3	PASTO	SI	SI	38,9	CONFIRMADA	NORMAL	1	OK	OK	10,50	30	9
20	133	V	Poll Dorset	2,50	4	PASTO	SI	SI	39,1	CONFIRMADA	2%	3	OK	OK	8,20	25	7,9
21	167	V	Poll Dorset	3,00	5	PASTO	SI	SI	38,8	CONFIRMADA	NORMAL	2	OK	OK	10,50	29	8,2
22	39	V	Poll Dorset	3,00	2	PASTO	SI	SI	38,7	CONFIRMADA	2%	3	OK	OK	8,30	27	7
23	146	V	Poll Dorset	4,00	3	PASTO	SI	SI	38,9	CONFIRMADA	2%	2	OK	OK	8,40	26	6
24	78	R	Poll Dorset	3,00	2	PASTO	SI	SI	38,7	CONFIRMADA	NORMAL	1	OK	OK	10,00	29	6,2
25	261	V	Poll Dorset	3,00	4	PASTO	SI	SI	38,9	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	9,00	29	6,2
26	122	V	Poll Dorset	4,00	5	PASTO	SI	SI	38,7	CONFIRMADA	2%	2	OK	OK	8,10	29	6,9
27	264	V	Poll Dorset	4,00	4	PASTO	SI	SI	38,9	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	8,60	27	6,5
28	76	R	Poll Dorset	3,00	4	PASTO	SI	SI	38,9	CONFIRMADA	NORMAL	2	OK	OK	7,60	26	7,9
29	161	V	Poll Dorset	2,50	5	PASTO	SI	SI	39,0	CONFIRMADA	2%	2	OK	OK	9,00	31	7
30	9	V	Poll Dorset	3,00	9	PASTO	SI	SI	39,1	CONFIRMADA	NORMAL	3	OK	OK	9,00	30	7
31	144	V	Poll Dorset	4,00	2	PASTO	SI	SI	38,7	CONFIRMADA	NORMAL	1	OK	OK	10,40	30	7
32	8	V	Poll Dorset	4,00	3	PASTO	SI	SI	38,9	CONFIRMADA	NORMAL	2	OK	OK	7,80	20	5,5

ANEXO 3. A: Sujeción del animal para obtener muestra de heces.

B: Sujeción del animal para obtener muestras sanguíneas.



ANEXO 4. A: Médico veterinario realizando confirmación de preñez mediante ecografía abdominal. B: Imagen ecográfica de un cordero dentro del útero.



ANEXO 5 Cartilla de FAMACHA para evaluación en campo.

Tomado de: (Schoenian, 2017)



ANEXO 6. Evaluación individual de FAMACHA.



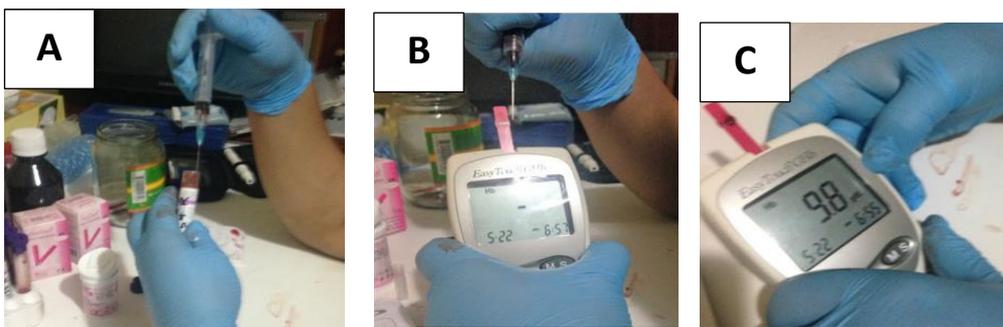
ANEXO 7. Muestra recolectada en guante de examinación respectivamente identificado



ANEXO 8. Muestreo de sangre en la manada en estudio en la Hacienda Zuleta y Anexas CIA. LTDA.



ANEXO 9. Prueba de hemoglobina.



ANEXO 10. Prueba de hematocrito.



ANEXO 13. Las imágenes se observaron con un aumento de 10x y 40x. A. Observación de huevo de *Cooperia* spp. B. Observación de huevo de *Haemonchus contortus* C. Observación de huevo de *Oesophagostomun* spp D. Observación de huevo eclosionado E. Observación de huevo de *Trichostrongylus* spp F. Larva de parásito fuera del huevo (Freire, 2017).

