



FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD

EVALUACIÓN DE LA DINÁMICA PRE Y POST-DESPARASITACIÓN DE LA
CARGA Y TIPOS DE PARÁSITOS EN CABALLOS AL PASTOREO EN LA
HACIENDA SAN LUIS, PATATE, TUNGURAHUA

Autora

María Lorena Timpe Sáenz

Año
2018



FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD

EVALUACIÓN DE LA DINÁMICA PRE Y POST-DESPARASITACIÓN DE LA
CARGA Y TIPOS DE PARÁSITOS EN CABALLOS AL PASTOREO EN
LA HACIENDA SAN LUIS, PATATE, TUNGURAHUA

Trabajo de Titulación presentado en conformidad con los requisitos
establecidos para optar por el título de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Profesor guía

David Francisco Andrade Ojeda

Autor

Autor: María Lorena Timpe Sáenz

Año

2018

DECLARACIÓN PROFESOR GUÍA

“Declaro haber dirigido este trabajo, Evaluación de la dinámica pre y post-desparasitación de la carga y tipos de parásitos en caballos al pastoreo en la Hacienda San Luis, Patate, Tungurahua, a través de reuniones periódicas con el estudiante María Lorena Timpe Sáenz, orientado 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”.

David Francisco Andrade Ojeda

CI: 1712693165

DECLARACIÓN PROFESOR CORRECTOR

“Declaro haber revisado este trabajo, Evaluación de la dinámica pre y post-desparasitación de la carga y tipos de parásitos en caballos al pastoreo en la Hacienda San Luis, Patate, Tungurahua, de María Lorena Timpe Sáenz, en el semestre 2017-2018, dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación de Titulación”.

Marco Rafael Coral Almeida

CI: 1714505821

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 Lorena Timpe Sáenz

CI: 1713236071

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer a mi papi y a mami por todo su apoyo durante todos estos años de carrera, a mis hermanos por siempre estar a mi lado, a mi esposo por ser el pilar más fuerte en toda esta aventura. También quiero agradecer a las personas que colaboraron para que esta tesis sea posible, a mis tíos Calucas, Mauri, Hernán, Rose y a papi por confiarme los caballos. A Piero Narváez por facilitarme el producto y ayudarme cuando lo necesite. A mi tutor David quien siempre me empujó para que esto se realice y a mis compañeras de carrera Dani, Anaconda y Ali que estuvimos juntas desde el inicio de la carrera, en especial a mi amigo Alvaro que siempre ha estado conmigo en esta carrera.

DEDICATORIA

A mis papis que son mi mayor orgullo y por su apoyo incondicional en cada paso, a mis hermanos Luis Andrés e la, Caro y Jay y sobre todo a mi cotito que son mi vida, a mis sobrinos que alegran mis días y a mi gordo por siempre ser el mayor apoyo, porque solo él sabe cuánto esfuerzo he puesto en todo esto y a Rosa Victoria por haberme metido esta hermosa profesión.

RESUMEN

Existe una deficiencia de información parasitaria en equinos en el Ecuador por lo que este estudio tiene como objetivo evaluar de la dinámica de reinfestación post-desparasitación de la carga y tipos de parásitos en los caballos que se encuentran en la hacienda San Luis, cantón Patate. Se evaluó a 30 caballos, el primero grupo conformado por 15 caballos se encontraba en pastoreo y el segundo grupo de 15 caballos en repelo. Se realizó un examen clínico, examen hematológico y examen coproparasitario antes de la desparasitación para conocer los géneros de Nematodos que se encontraban presentes en los animales de estudio. Se tomó en cuenta los resultados de exámenes previamente hechos en los animales, siendo el Fenbendazol LH4% de la casa comercial Livisto S.A. el desparasitante de elección para llevar a cabo este estudio. Se realizó cuatro muestreos coproparasitarios cada 21 días para evaluar el proceso de reinfestación parasitaria de cada grupo de caballos. Al final del estudio se pudo observar que los caballos del grupo de pastoreo tuvieron mayor reinfestación que los caballos que se encontraban en repelo, sobretodo se determinó en los dos grupos que los caballos jóvenes menores a 3 años, tuvieron una reinfestación más rápida, por lo que se recomienda en el caso de los caballos jóvenes acortar los intervalos entre las desparasitaciones y en los caballos adultos no siempre es necesario una desparasitación sin una examinación previa. Después de realizar este estudio se aconseja realizar otras investigaciones semejantes que ayuden con mayor información sobre el estado parasitario en las diferentes zonas del Ecuador y con la utilización de otros productos.

ABSTRACT

There is a deficiency of parasitic information on horses in Ecuador, this study aims to evaluate the dynamics of reinfestation after deworming of the load and types of parasites in horses. Thirty horses were evaluated at the Hacienda San Luis, Patate. The first group of 15 horses lived in grazing, and the second group of 15 horses lived in grazing amongst cows. A clinical examination, as well as a haematological examination and a coproparasitic examination were performed before the deworming in order to know the genre of Nematodes that were present in the animals being studied. The results of tests previously done on the animals were taken into account, being the Fenbendazol LH4% of the Livisto S.A. commercial house and the dewormer of choice to carry out this study. Four coproparasitic samplings were carried out every 21 days to evaluate the process of parasitic reinfestation of each group of horses. At the end of the study it could be observed that the group of horses living in the grazing had greater reinfestation than the horses that were living in the grazing amongst cows. Above all it was determined in the two groups that the younger horses under 3 years old had a faster reinfestation. Therefore, it is recommended to shorten the intervals between deworming in the case of young horses and in adult horses it is not always necessary to deworm without prior examination. After carrying out this study, it is advisable to continue with other similar researches that help with more information about the parasitic state in the different zones of Ecuador as well as with the use of other products.

ÍNDICE

CAPITULO I: INTRODUCCIÓN	1
1.1 Problema.....	2
1.2 Objetivos	2
1.2.1 Objetivo general	2
1.2.2 Objetivo específicos	3
1.3 Hipótesis.....	3
CAPITULO II: MARCO TEÓRICO	4
2.1 Parásitos	4
2.2 Patogenia parasitaria	5
2.3 Parásitos presentes en equinos	5
2.3.1 Artrópodos.....	6
2.3.2 Protozoarios	7
2.3.3 Tremátodos	8
2.3.4 Céstodos	9
2.3.5 Nemátodos.....	9
2.4 Helmintos en equinos.....	11
2.4.1 Características morfológicas	12
2.5 Sanidad animal.....	21
2.5.1 Exploración del caballo	21
2.5.2 Constantes fisiológicas.....	22
2.6 Examen de laboratorio.....	25
2.6.1 Examen coproparasitario	25

2.6.2 Hemograma	27
2.7 Antiparasitarios	27
2.7.1 Fenbendazol	28
CAPITULO III: MATERIALES Y MÉTODOS	31
3.1 Ubicación geográfica.....	31
3.2 Materiales y métodos	33
3.2.1 Materiales.....	33
3.2.2 Métodos	34
3.3 Diseño del estudio	38
3.3.1 Descripción del estudio	38
3.3.2 Variables	39
3.3.3 Diseño experimental.....	39
3.3.4 Análisis estadístico.....	40
CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN	41
4.1 Resultados de los muestreos	41
4.1.1 Discusión de los resultados de los muestreos	44
4.2 Resultados de la comparación entre muestreos	45
4.2.1 Discusión de los resultados de la comparación entre muestreos.....	46
4.3 Resultado de la carga parasitaria en relación al sexo y edad	47
4.3.1 Discusión de los resultados de la carga parasitaria en relación al sexo y edad.....	49
4.4 Resultados del examen físico y hematológico	50
4.4.1 Discusión de los resultados del examen físico y hematológico.....	51
4.5 Limitaciones.....	52

CAPÍTULO V: CONCLUSIÓN Y RECOMENDACIONES ..	53
5.1 Conclusiones.....	53
5.2 Recomendaciones	54
REFERENCIAS	¡Error! Marcador no definido.

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación del cantón Patate.....	31
Figura 2. Ubicación de la Hacienda San Luis en el cantón Patate	32
Figura 3. Límites de la Hacienda San Luis	32
Figura 4. Especie y carga parasitaria pre-desparasitación.....	41
Figura 5. Especie y carga parasitaria muestreo 1 post-desparasitación	42
Figura 6. Especie y carga parasitaria muestreo 2 post-desparasitación	43
Figura 7. Especie y carga parasitaria muestreo 3 post-desparasitación	44
Figura 8. Muestreo pre-desparasitación vs muestreo 1 post-desparasitación .	46
Figura 9. Examen hematológico.....	50

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Comparación entre muestreos	46
Tabla 2. Relación carga parasitaria y sexo	48
Tabla 3. Carga parasitaria vs. Sexo	48
Tabla 4. Carga parasitaria vs. Edad	49
Tabla 6. Examen hematológico	51

CAPITULO I: INTRODUCCIÓN

En la actualidad en el Ecuador no existe una prevalencia parasitaria determinada en equinos, las investigaciones en el área de la sanidad equina son muy limitadas en este territorio, por lo que las medidas de eliminación parasitaria son restringidas (Lepoutre, 2015).

Son muchos los parásitos que afectan a los caballos, entre los más comunes se encuentran los parásitos de las familias: tremátodos, nemátodos, céstodos y ascáridos. (Castaño, 2005).

Los parásitos que afectan directamente a los caballos pasan parte de su ciclo de vida en el interior del equino y en el ambiente que se desarrollan los mismos. Los caballos excretan millones de huevos parasitarios en las heces, causando la contaminación de los pastos y agua. Por este razón una adecuada desparasitación permite romper el ciclo parasitario y disminuir los riesgos de contaminación (Rodríguez, R., Cob, L. y Domínguez, J. 2001).

Si el parasitismo no es controlado las consecuencias son graves en el estado de sanidad del caballo. Se pueden presentar ciertos signos característicos como: decaimiento del animal, pérdida del brillo del pelaje, anorexia, disminución de la absorción intestinal y diarrea. Existen alteraciones sistemáticas como pérdida de proteínas plasmáticas en el tracto gastrointestinal, alteraciones del metabolismo proteico, reducción de minerales y depresión en la actividad de enzimas intestinales (Rodríguez, et. al., 2001).

Los fármacos antihelmínticos, son aquellos que actúan sobre los parásitos helmínticos que entre ellos están los tremátodos, nemátodos y céstodos. Los antihelmínticos son antiparasitarios internos, también conocido como endoparasiticidas. Estos fármacos se clasifican según el tipo de helmintos sobre el que actúan. El método de administración de estos fármacos en los caballos es principalmente vía oral. Los antihelmínticos más utilizados en

caballos son los nematicidas, entre cuales están el albendazol, fenbendazol y oxfendazol, la ivermectina y la piperazina (Junquera, 2016).

El control de helmintos en animales domésticos depende en gran medida del uso de medicamentos antiparasitarios, estos parásitos pueden crear gran resistencia a la utilización indiscriminada de los antihelmínticos (Taylor, et. al., 2007).

Estos fármacos se utilizan de manera terapéutica, para tratar las infecciones parasitarias. Un tratamiento no es eficiente si existe resistencia parasitaria (Taylor, et. al., 2007).

1.1 Problema

Existe un gran problema en el Ecuador al no realizar exámenes tanto sanguíneos como coprológicos previo a la desparasitación para conocer que parásitos están afectando al caballo.

Muchos de los fármacos que están en el mercado no son estudiados bajo las condiciones de pastoreo que se manejan en la mayoría de los lugares rurales de este país, por lo cual no se sabe con certeza si el fármaco cumple o no con el tiempo de cobertura post-desparasitación del mismo.

1.2 Objetivos

1.2.1 Objetivo general

Evaluar de la dinámica de reinfestación post-desparasitación de la carga y tipos de parásitos en caballos al pastoreo en la Hacienda San Luis, Patate, Tungurahua.

1.2.2 Objetivo específicos

- Determinar los géneros de nematodos presentes en los individuos de estudio para la selección de fármaco y dosis terapéutica
- Identificar la carga parasitaria post-tratamiento para valorar el proceso de reinfestación.
- Analizar los grados de reinfestación en relación a las características y manejo de los individuos de estudio.

1.3 Hipótesis

Existe diferencia en la carga parasitaria entre el grupo de pastoreo y el grupo de repelo.

CAPITULO II: MARCO TEÓRICO

2.1 Parásitos

En la naturaleza casi todos los animales en vida libre y domésticos tienen parásitos, muchos están infectados con varias especies de parásitos y en gran cantidad (Behnke, 2005).

Desde épocas remotas afirman que parásitos muy conocidos, en la actualidad, ya fueron observados, entre los cuales están los grupos de helmintos y artrópodos. En la antigüedad los médicos chinos ya eran capaces de diferenciar ciertas enfermedades por los distintos cuadros clínicos que presentaban las personas. Alrededor del año 1600 a.C. empezaron las leyes sanitarias para evitar las plagas que provenían de los insectos y de las carnes contaminadas (Quiroz, 2013).

En el siglo XVII se empezó a utilizar el microscopio para poder estudiar la anatomía de las especies parasitarias como los protozoarios, helmintos y artrópodos. Se pudo determinar las características morfológicas de cada especie y así determinar al grupo perteneciente, estableciendo su ciclo biológico. Esto llevo al desarrollo de estudios epidemiológicos, relacionando al parásito con el hospedador, comprendiendo las manifestaciones clínicas y poder establecer tratamiento contra los diferentes parásitos, disminuyendo los contagios entre hombre y animal (Quiroz, 2013).

Ciertos eventos importantes en el desarrollo de la parasitología equina empiezan desde el año 1665 cuando Ryusch fue el primero en observar a un nematodo *strongylus vulgaris* en las arterias de los caballos. En 1674, Leeuwenhoek describió a los ooquistes de la Eimeria. En el año 1684 se reportó que Redi examinó a varios parásitos helmintos, lo que llevó a describir el primer informe de helmintos. En el año 1700 los señores Hartsocker, Baglivi

y Andri expusieron que las infecciones por helmintos se deben por la ingesta de huevos. En 1782, Goez inició la taxonomía de los parásitos helmintos y en el año 1859, Carlos Darwin presenta la teoría de la evolución que se basa en la selección natural del origen de cada especie (Quiroz, 2013).

2.2 Patogenia parasitaria

En la domesticación de los equinos se empezó a prestar atención a la sanidad del animal, complicando la transmisión y reproducción parasitaria (Behnke, 2005).

La prioridad de los parásitos es la reproducción dentro del hospedador definitivo. Para cumplir su ciclo los parásitos deben causar la patogenia, causando daño en los tejidos y secuestrando los recursos vitales y nutrientes del hospedador, en consecuencia causa un deterioro del animal infectado (Behnke, 2005).

La patogenia es el estudio de cualquier función anormal en el organismo de un animal enfermo en comparación a un animal sano, no infectado. Las funciones anormales en los animales es causado por un agente patógeno, estos organismos necesitan alimentarse del hospedador, privando de las funciones normales (Behnke, 2005).

Los parásitos tienen una ventaja sobre el hospedador al considerar que la patogenia favorece al enriquecimiento del ambiente para la sobrevivencia del parásito y llegando a perjudicar la salud del animal hospedador (Behnke, 2005).

2.3 Parásitos presentes en equinos

Los equinos son animales bastante susceptibles a contraer diferentes enfermedades parasitarias a lo largo de su vida. Dependiendo las condiciones

de vida y la edad que tiene cada caballo, siendo un determinante para la presencia de parasitarios (Castaño, 2005).

Muchos parásitos que afectan a los caballos muestran resistencia a ciertos desparasitantes. Existen dos tipos de resistencia: la resistencia metabólica, en donde el parásito aumenta la producción de enzimas y destruye las moléculas químicas del desparasitante y la resistencia genética, en donde la codificación de genes hace que los fármacos sean insensibles en el lugar de acción por la mutación del canal de sodio que existe (Cuore, 2006).

2.3.1 Artrópodos

Entre los miles de parásitos que pueden infestar a los caballos están los artrópodos, la mayoría de estos son los ectoparásitos, quienes viven en la superficie del cuerpo del equino, pueden pasar su ciclo completo en el hospedador o solo por un periodo de tiempo, además pueden ser vectores de virus, bacterias o toxinas que pueden ser mortales para los caballos (Ballweber, 2001).

Las garrapatas son ectoparásito que se alimentan directamente de la sangre del animal, estos parásitos se encuentran sobre todo en animales que viven en zonas húmedas, la mayoría de las garrapatas no pueden tolerar la luz directa del sol, la sequedad y el frío. Existen varias especies que afectan a los equinos como *Otobius megnini*, *Amblyomma spp*, *Ixodes spp*, *Boophilus spp*, *Rhipicephalus spp*, *Dermacentor spp* (Ballweber, 2001).

Los piojos son parásitos que pasan toda su vida en el hospedador, la especie que afecta directamente a los équidos es la *Haematopinus asini* y son hematófagos, causan prurito intenso en especial en zonas particulares como el cuello y cabeza (Ballweber, 2001).

Existen moscas conocidas como dípteros que afectan a los caballos, una variedad de dípteros son hematófagas. Las moscas adultas se alimentan de sangre, causando un dolor intenso. Provocan una molestia al animal e incluso pueden dejar sus larvas en la zona de la picadura. Las especie de dípteros que afectan a los caballos son la *Hippobosca equina*, *H. maculata*, *H. rufipus* y *Tabanus spp.* (Ballweber, 2001).

Otra variedad de moscas causan miasis, estas por lo general se encuentran en climas cálidos, se posan en los labios del caballo, penetran hacia la boca y migran hasta llegar al estómago, se fijan en la mucosa del estómago o del duodeno causando inflamación que puede llegar a producir ulceración. Dichas moscas son conocidas como *Gasterophilus* y las especie son la *Gasterophilus intestinalis*, *G. inermis*, *G. nasalis*, *G. percorum*, *G. hemorrhoidalis* (Ballweber, 2001).

Los ácaros son otros artrópodos que pueden afectar a los caballos, algunos de estos pueden vivir adentro de la epidermis y otros en la superficie de la piel, tienen una distribución mundial sin restricción del clima o altura. Entre las especies de ácaros presentes en los equinos están los *Sarcoptes scabiei var equi*, *Chorioptes equi*, *Psoroptes comunis var equi*, *Demodex equi* (Ballweber, 2001).

2.3.2 Protozoarios

Los protozoarios se pueden encontrar en simbiosis mutualista en el ciego del caballo, como las *Tritrichomonas*. Sin embargo, el resto de los protozoarios pueden causar problemas de parasitismo en los caballos (Quiroz, 2013).

La Tripanosomiasis es causada por la *Trypanosoma equiperdum*, *T. equinum*, *T. vivax*, estos parásitos en su mayoría son transmitidos por insectos hematófagos. Estos parásitos se encuentran en la sangre del hospedador y algunos también se pueden infestar tejidos (Quiroz, 2013). La transmisión

también es posible mediante el contacto sexual de los equinos (Bowman, 2011).

Tricomonosis no es patógena, sin embargo puede causar diarrea. No está identificado el agente causal, entre las Tritrichomonas no patógenas están la *Tritrichomonas equi*, *T. buccalis*, *T. caballii* (Quiroz, 2013).

La giardiosis en los equinos no es patógena, pero se han encontrado en las heces de los equinos *Giardia equi* (Quiroz, 2013).

La coccidiosis en equinos se da por la presencia de la especie *Eimeria leukart*. Se ubican en el tracto intestinal del equino, principalmente se pueden encontrar en potros (Bowman, 2011).

Otra enfermedad causada por coccidias es la Besnoitiosis causada específicamente en los caballos por la *Besnoitia bennetli*. En los equinos particularmente se encuentra en la epidermis y dermis, tiene una acción traumática en la célula provocando una reacción granulomatosa (Quiroz, 2013).

La piroplasmosis o babesiosis en los caballos es causada por la *Babesia caballii*, *B. equi*. Esta enfermedad es transmitida por garrapatas afectando a los eritrocitos de los caballos, causando una anemia icterica en ciertos órganos y con la característica que causan gastroenteritis (Quiroz, 2013).

2.3.3 Tremátodos

No son muchos los tremátodos que afectan a los caballos. Las enfermedades que se pueden encontrar en los equinos son la fasciolosis y la dicroceliosis. La fasciolosis es causada por la *Fasciola hepática* en los caballos se puede encontrar en pulmones, tejido subcutáneo y en el parénquima del hígado causando trastornos en la nutrición (Quiroz, 2013).

La fasciolosis no está contemplada como una enfermedad que debe ir dentro del calendario de desparasitación, no se considera el daño causado en los equinos (Rázuri, 2014).

En la dicroceliosis el patógeno es *Dicrocoelium lanceolatum*, se encuentra en los conductos biliares por donde llegan al intestino y causan traumas en el hígado (Quiroz, 2013).

2.3.4 Céstodos

Los céstodos son parásitos internos principalmente se encuentran en el tracto digestivo de los vertebrados. Existen dos enfermedades en los equinos causadas por céstodos: Anoplocefalosis e Hidatidosis (Quiroz, 2013).

La Anoplocefalosis también conocida como teniasis de los caballos y esa causada por *Anoplocephala perfoliata*, *Anoplocephala magna*, *Paranoplocephala mamillana*. Se encuentran principalmente en la válvula ileocecal y en el intestino tanto delgado como grueso. Se caracteriza clínicamente por causar cólico. El pastoreo favorece para la presencia de estos parásitos en los equinos (Fernández, 2013).

La Equinococosis hidatidosis es causada por el *Echinococcus granulosus*, se encuentran principalmente en el aparato digestivo de los carnívoros pero se transmite por el agua contaminada y se aloja en hígado y pulmón de los equinos (Quiroz, 2013).

2.3.5 Nemátodos

Los nemátodos son el grupo de parásitos intestinales con mayor presencia en los caballos y se los pueden encontrar con gran frecuencia (Meana, et. al., 2010).

La Parascariasis es causada por la larva adulta de *Parascaris equorum* en los équidos. Se caracteriza clínicamente por el retraso de crecimiento y por el mal estado general del animal. Muchas veces causan problemas en aparato digestivo, respiratorio y nervioso (Quiroz, 2013).

Habronemosis es una enfermedad parasitaria que se origina por la presencia de la *Habronema muscae*, *Habronema majus*, *Draschia megastoma*. Es transmitida por moscas que se caracteriza por el síndrome cutáneo y el síndrome gastroentérico (Quiroz, 2013).

La Oxiuridosis es causada por la *Oxyuris equi* que afecta el ciego, colon y recto de los caballos. Característica por el prurito que existe en el ano, el caballo se restriega la cola en las paredes, causando alopecia. En los pliegues perianales se puede observar una coloración blancoamarillento característica (Quiroz, 2013).

Trichostrongilosis es debido a la presencia de *Trichostrongylus axei* por lo general se encuentran en el estómago y en la primera porción del duodeno del equino, relevante por la gastritis y el engrosamiento de la mucosa (Quiroz, 2013).

La Estrongilidosis es causada por 12 géneros: *Strongylus*, *Triodontophorus*, *Oesphagodontus*, *Craterostomum*, *Caballonema*, *Cylindropharynx*, *Cylicodontophorus*, *Cylicocyclus*, *Cyathostomum*, *Cylicostepharus*, *Gyalocephalus* y *Posteriostrongylus*. Estos parásitos suelen causar anemia, síndrome digestivo y circulatorio. El género *Strongylus* se puede encontrar con mayor frecuencia y es el más patógeno de todos (Quiroz, 2013).

La Estrongiloidosis se debe a la presencia de las hembras partenogénicas y a las larvas de la especie *Strongyloides westeri*, que se encuentran en la mucosa del intestino delgado (Quiroz, 2013).

La Thelaziosis en el caso de los caballos es causada por la *Thelazia lacrymalis*. Se encuentra en el saco conjuntival, causando conjuntivitis, por la irritación de la presencia del parásito (Quiroz, 2013).

Oncocercosis es una enfermedad que se encuentra en los tejidos conectivos provocado por *Onchocerca cervicalis*, *O. reticulata*. Están presentes en los ligamentos de la pared de la aorta, tejido sublingual, ligamentos extensor y flexor de las patas y tejido subcutáneo. Se caracteriza por la formación de nódulos (Quiroz, 2013).

Parafilaria multipapilosa es el causante de la Parafilariasis en los equinos, se encuentra en el tejido subcutáneo y muscular, causa una dermatitis hemorrágica (Quiroz, 2013).

Setariosis provoca problemas a nivel abdominal en la zona peritoneal, intestino, pulmones y escroto de los caballos. Incluso las larvas pueden estar presentes en los ojos causando problemas de visión y proceso inflamatorio, dando un aspecto opaco blanquecino al ojo del animal. Esta enfermedad en el caso de los equinos es causada por la especie *Setaria equina* (Quiroz, 2013).

2.4 Helmintos en equinos

La clase *Nematoda* pertenecer al grupo más extenso de parásitos que se pueden encontrar en animales domésticos y en los humanos (Quiroz, 2013).

Dentro de los animales clasificados como doméstico, los caballos son los que mayor cantidad de parásitos intestinales abarcan. Un caballo aparentemente sano, puede albergar por lo menos medio millón de parásitos gastrointestinales específicamente del grupo nemátodo (Bills, 2014).

Son pocos los parásitos que escogen el medio ácido del estómago como ambiente para desarrollarse, las larvas de las moscas *Gasterophilus* y en

menor cantidad los nemátodos *Draschia* y *Trichostrongylus*, este último también se puede encontrar en rumiantes. Muchos de estos parásitos son ingeridos hacia intestinos y continúan con su ciclo biológico endógeno (Meana, et. al., 2010).

La función y la estructura del intestino delgado va cambiando a su largo, Es posible encontrar una gran variedad de parásitos en el transcurso del intestino y encontrar distintos parásitos en todo el intestino delgado. Los *Strongyloides* tienen afinidad por el duodeno, mientras que *Anoplocephala* prefiere el último tercio del intestino y próximo a la válvula ileocecal, otros parásitos que se encuentran en esa región son los *Parascaris*, *Trichinella* (Meana, et. al., 2010).

En el intestino grueso es donde se puede encontrar la mayor cantidad de parásitos, tanto en la diversidad como en la cantidad de parásitos. Los nematodos que se encuentran en esta localización se destacan las especies migratorias que necesitan invadir el organismo antes de alcanzar la madurez sexual y completar su ciclo biológico. Existe una especie en especial que es la *Strongylis vulgaris*, porque causa significativas repercusiones patológicas que conlleva requerimientos metabólicos la invasión de las arterias digestivas (Meana, et. al., 2010).

2.4.1 Características morfológicas

Los nemátodos están constituido por una cutícula con estructura acelular, formada por capas que varían dependiendo la especie del nemátodo. Formada por queratina, colágena, glucoproteínas, matricina y albúmina. Tienen una hipodermis delgada con cuatro engrosamientos tubulares, dorsal, ventral y lateral (Quiroz, 2013).

El sistema muscular de estos parásitos está compuesto básicamente por dos tipos de músculos, los especializados y no especializados. Que se encuentra en una porción cercana a la hipodermis, cumpliendo el papel del movimiento

del parásito. Según la disposición, forma y aspecto las células musculares que tengan los parásitos se agrupan en nemátodos polímeros, meromiarios y holomiarios (Quiroz, 2013).

El aparato digestivo de los nemátodos, está formada por un tubo largo, que inicia en la boca, en donde se pueden presentar estructuras parecidas a dientes y pueden o no tener labios dependiendo la especie. Existen ciertos parásitos que en vez de boca tienen un conjunto de papilas llamadas corona foliácea. Sigue el recorrido por el esófago que varía la forma dependiendo la especie, hasta llegar al intestino, donde las células intestinales donde se encuentran gránulos que se considerados reservorios para el alimento y termina en el recto en la parte posterior del parasito (Quiroz, 2013).

En la mayoría de los nemátodos tanto hembras como machos se encuentran separados y tiene dimorfismo sexual. En los macho, el aparato reproductor está formado por uno o por dos testículos de forma tubular, tiene la espícula que esta anexa a los genitales, que facilita la penetración de los espermatozoides. El aparato reproductor de la hembra consta por uno o dos ovarios con una forma tubular, tiene dos úteros que desembocan en la vagina, puede estar en la parte anterior o posterior, que puede o no estar cubierta por una estructura parecida a un labio (Quiroz, 2013).

2.4.1.1 Rhabdiloidea

Estos parásitos se ubican en el intestino delgado de los equinos. Cuando existe una parasitosis muy fuerte puede causar diarrea severa y deshidratación, existen signos causados por la migración larvarias. (Zajac et. al., 2012).

Pueden ser transmitidos a potros por vía transmutaría (Zajac et. al., 2012). Este es el parásito que afecta a más temprana edad, encontrando huevos de estas a los 14 días de edad del potro (Velázquez, 2012). La enfermedad clínica ocurre solo en los potros (Zajac et. al., 2012).

Los huevos pequeños y larvados se detectan mediante procedimientos de flotación (Zajac et. al., 2012).

Strongylus westeri

Los *Strongylus westeri* se encuentran alojados en el intestino delgado sobre todo en los potros, rara vez se pueden encontrar en los caballos adultos. Sin embargo, en las yeguas que están en gestación se pueden encontrar estos parásitos en estado larvario y migran a la glándula mamaria, infectado al potro través de la leche materna (Porter, et. al., 2014).

En el ciclo de vida del *Strongylus westeri* la hembra vive dentro de la mucosa intestinal, donde pone huevos embrionados, los huevos salen al ambiente en las heces. La primera larva eclosiona cuando está a una temperatura de 27°C y después de 6 horas de haber salido. Posterior, la larva tiene varias mudas que duran alrededor de dos días. Hay un ciclo homogénico y un heterogénico, en este último la larva tiene diferenciación sexual (Quiroz, 2013).

Tanto las hembras como los machos copulan, sin embargo, en el caso de la hembra pone huevos no embrionados. Los huevos evolucionan hasta llegar a la larva 3, que es la infestante, entra al hospedador por vía cutánea o vía oral. En el caso de ser vía cutánea, las larvas penetran la piel hasta llegar al torrente sanguíneo, causando un arrastre bacteriano llegando a corazón y pulmones, donde rompen la pared capilar y alveolar, las larvas migran hacia la tráquea, esófago y estómago hasta llegar a la mucosa intestinal, en donde llegan a la madurez sexual (Quiroz, 2013).

2.4.1.2 Strongyloides

Las tres especies de *strongylus* grandes son los *Triodontophorus spp*, y *Strongylus vulgaris* y *S. edentatus*. Los *strongylus* pequeños de la misma familia son los *Cyathostomum* (Porter, et. al., 2014).

Los huevos de los strongyloides salen en las heces al ambiente y se quedan en el suelo donde las condiciones de temperatura moderada, humedad y presencia de oxígeno permiten el desarrollo de la primera larva, esta eclosiona al segundo día de estar en el ambiente y se alimenta de la materia orgánica presente. Se produce la muda para continuar su creciendo hasta llegar a la larva 3, está larva ya no se alimenta, si no que sobrevive de la reserva que tiene, permanecen en el pasto hasta ser ingeridos por los caballos (Quiroz, 2013).

Animales que no están muy parasitados son infestaciones subclínicas, sin causar problemas en el animal. Cuando los animales son jóvenes y no son inmunes pueden causar diarrea, cólicos o hipoproteinemia (Zajac et. al., 2012).

La infestación de los grandes *strongylus* se causa cuando los caballos ingieren larvas infestaste, donde maduran dentro del intestino, migrando por todo el intestino grueso. En especial *Strongylus vulgaris* migra hacia la arteria mesentérica craneal, lo que puede llegar a causar una trombosis o una arteritis por parásitos (Porter, et. al., 2014).

La *Triodontophorus spp* y *Strongylus edentatus* se pueden encontrar en ciertos órganos como el tejido parirrenales, retroperitoneales, hígado y páncreas. Los grandes *strongylus* se alimentan activamente de la sangre del caballo parasitado, puede llegar a causar anemia, debilitamiento, diarrea y emaciación del animal (Porter, et. al., 2014).

Los huevos se detectan mediante el método de flotación fecal. Los recuentos cuantitativos de huevos son útiles para diseñar programas de control parasitario (Zajac et. al., 2012).

El tratamiento para los grandes strongylus se puede realizar con ivermectina y moxidectina a una dosis estándar o también se puede utilizar fenbendazol y oxfendazol a mayor dosis, estos fármacos tienen acción sobre parásitos adultos (Porter, et. al., 2014).

En el caso de los pequeños strongylus que son los *Cyathostomum*, se desarrollan dentro de la pared intestinal, cuando estos parásitos salen de la pared se alimentan en la superficie de la mucosa intestinal y son capaces de destruir los capilares. Son menos patógenos que los grandes strongylus. En las infestaciones masivas de estos parásitos pueden causar alteraciones en la digestión y en la absorción de nutrientes, causando diarrea y pérdida de la condición corporal del animal (Porter, et. al., 2014).

Suelen presentarse en lugares templados o en primavera, sobretodo se encuentra en caballo jóvenes menores a 5 años. Cuando hay una ciatostomiasis se presenta neutrofilia, sin embargo no siempre es un hallazgo constante (Porter, et. al., 2014).

Para el tratamiento de los pequeños strongylus se utiliza antihelmintos de amplio espectro, se puede utilizar ivermectinas o fenbedazoles en altas dosis (Porter, et. al., 2014).

Triodontophorus spp

Los huevos tienen un tamaño grande de alrededor 135 μm de largo y 55 μm de ancho. Tiene una forma ovoide, con un eje menor que es más corto que el otro eje. Tiene dos polos casi igual, con paredes en forma de barril y lisas, en el centro tiene un mórula con blastómeros grandes y negros (Behnke, 2005).

Cyathostomum

Este género después de haber sido ingeridos llegan al ciego y al colon, donde penetran la pared del intestino, se desarrollan hasta crecer y romper el quiste y salen a la luz del intestino grueso hasta llegar a su madurez sexual, este proceso dura alrededor de 3 meses (Quiroz, 2013).

Los huevos son de tamaño mediano de aproximadamente 100 μm de largo y de ancho 40-45 μm . Tiene una forma más alargada, con un eje más corto y polos casi iguales. Paredes paralelas más o menos aplanadas y lisas, la mórula tiene pocos blastómeros de tamaño grande (Behnke, 2005).

Strongylus spp

Los *Strongylus vulgaris* llegan al intestino y penetran la mucosa, algunas veces llegan serosas y capa muscular, llegando a los ganglios linfáticos o vasos sanguíneos. Las larvas que llegan a los linfonodos o al hígado mueren en esos lugares, pero causan inflamación. Larvas que llegan a los vasos sanguíneos siguen su desarrollo, penetrando a las arterias intestinales, que pueden causar un trombo. Las larvas son arrastradas por el torrente sanguíneo hasta llegar a la arteria ileocecal, donde penetran la pared intestinal y se quedan ahí entre 3 y 4 semanas. Causan procesos degenerativos en la pared intestinal, las larvas van saliendo gradualmente a la luz del intestino donde llegan a su madurez sexual (Quiroz, 2013).

Los *Strongylus equinus* luego de la muda en el intestino van a ingresar en la mucosa, migra al mesenterio y páncreas, donde se desarrollan y luego de 8 meses regresan al intestino grueso para la madurez sexual (Quiroz, 2013).

Los *Strongylus edentatus* al igual que los *Strongylus equinus* migran a los pliegues del mesenterio, pero estos llegan a los pliegues del peritoneo, en donde crecen y se desarrollan. Regresan al intestino permanecen entre la

mucosa y la capa muscular hasta salir a la luz del intestino donde llegan a la madurez sexual (Quiroz, 2013).

El tamaño del huevo depende de la especie pero en general el largo de los huevos 75-93 μm y de ancho 41-52 μm . Tiene una forma ovoide, un poco más pequeños que los dos anteriores, polos iguales y paredes en forma de barril y superficie lisa, la mórula tiene pocos blastómeros y son grandes (Behnke, 2005).

2.4.1.3 Trichostrongilosis

La especie *Trichostrongylus axei* afecta directamente a los équidos, son parásitos que se encuentran en el estómago. Estos parásitos también se encuentran en los rumiantes, por lo que es bastante común encontrar estos parásitos en caballos que viven pastoreando junto a ganado vacuno (Porter, et. al., 2014).

Los huevos salen en las heces y necesitan humedad, temperatura y oxígeno para que los huevos desarrollen a la larva 1, al rededor del segundo día el huevo eclosiona y al cabo de una semana llega a larva 3. No se hasta ingresar por caballo. Dentro del animal la larva llega al estómago, penetra la mucosa de la porción glandular, donde se desarrolla la larva 4, al cabo de un tiempo sale al luz del estómago donde se desarrolla gastritis catarral crónica. También hay una elevación del pH en el estómago afectando a la digestión de alimentos, provoca que el caballo tenga pérdida de peso (Quiroz, 2013) (Porter, et. al., 2014).

Para el diagnóstico de los *Trichostrongylus*, se realiza mediante la prueba coproparasitaria. Para un tratamiento eficiente se puede utilizar los bendimidazoles y la ivermectina (Meana, A. 2010).

2.4.1.4 Oxyurida

La infestación en caballos se da al ingerir huevos infectados. Una vez dentro de los caballos los gusanos adultos migran a la región perianal, donde ponen huevos pegajosos, existe un prurito intenso, causando la ruptura de pelos de la cola y presencia de alopecia en esa zona. Los huevos son eliminados y contaminan el medio ambiente (Zajac et. al., 2012) (Porter, et. al., 2014).

Debido a que los huevos se unen a los pelos que están en la región anal, a menudo no se observan en pruebas de flotación. El procedimiento más exitoso para recuperar los huevos es la "prueba de cinta" (Zajac et. al., 2012).

Oxyuris equi

Estos parásitos son conocidos como la lombriz intestinal, con mayor frecuencia se pueden encontrar en caballos menores a 18 meses de edad, tienen como prioridad alojarse en la porción distal del intestino grueso (Porter, et. al., 2014).

El ciclo de vida, una vez que las hembras fecunda, migra al recto para poner los huevos en el pliegue perianal. Los huevos son mezclados con una sustancia gelatinosa de color blancoamarillento y se quedan pegados a la piel. Dentro del huevo se desarrolla la larva, a los 3 días llega a la larva 2 que es la larva infestante, esto puede suceder tanto en la piel del animal como en el ambiente (Quiroz, 2013).

Para que el hospedador se infecte, debe ingerir la larva 2, migran hasta llegar al ciego y colon, eclosionan llegando a la larva 3 que se alberga en las criptas de la mucosa. A los 10 días post-infestación se forma la larva 4 y se alimenta de la mucosa intestinal o de sangre, posterior hay una muda más que dura alrededor de 5 meses (Quiroz, 2013).

Para el tratamiento contra *Oxyuris equi* se puede utilizar un fármaco de amplio espectro (Porter, et. al., 2014).

En las placas se pueden observar los huevos en donde tienen un tamaño de 80-95 μm de largo y 40-45 μm de ancho. De forma ovoide, tienen paredes laterales ligeramente asimétricas, siendo un lado un poco aplanada. Tiene un opérculo polar en un lado transparente. Presenta una cápsula gruesa y lisa. Siempre se va a observar con una mórula que está en el último estado o larva L1 (Díaz, 2016).

2.4.1.5 Parascariasis

Estos parásitos se encuentran en el intestino delgado, la infección ocurre por la ingestión de los huevos larvados. Las larvas migran a través del hígado y pulmones del caballo, llegando al intestino delgado donde maduran (Zajac et. al., 2012).

Estos parásitos se pueden encontrar con mayor frecuencia en animal jóvenes. Cuando existe una infección grave pueden causar signos respiratorio, diarrea o cólico (Zajac et. al., 2012).

Se diagnostica mediante el método de flotación, se observan huevos con pared gruesa. Los gusanos son mucho más grandes que cualquier otro helmintos equino (Zajac et. al., 2012).

Parascaris equorum

Los huevos son eliminados por las heces. El desarrollo de los huevos depende de la temperatura en la que se encuentran, es decir, si los huevos están a una temperatura de 15°C se demoran 37 días y si se encuentran a una temperatura de 35°C se demoran 4 días. Cuando están en un lugar que carece de agua los huevos pueden morir (Quiroz, 2013).

La larva 2 es la infestante, el hospedador ingiere a la larva 2 y eclosionan en el intestino delgado, migran por el torrente sanguíneo o la linfa hasta llegar al hígado, corazón y pulmón (Quiroz, 2013).

En infestaciones grandes de estos parásitos, las larvas migran al aparato respiratorio causando problemas respiratorios, problemas de rendimiento y problemas de crecimiento y a su vez obstrucción por infestación intestinal (Porter, et. al., 2014).

Los antihelmínticos de amplio espectro son eficaces para el tratamiento contra estos parásitos (Beens, 2014). Se utilizan fármacos como el tartrato de pirantel, mebendazol y el fenbendazol (Quiroz, 2013).

2.5 Sanidad animal

Los cambios de medio ambiente tiene influencia sobre la presencia de diversas enfermedades, se considera el estudio de los ambientes en los cuales se desarrolla el hospedador y estudiar los factores que son un riesgo para el mismo se conoce como Ecoepidemiología (Rodríguez, A., 2005).

El estudio del entorno ambiental puede comprender distintos componente como la fuente de agua, la vegetación, el suelo, factores climáticos que afectan directamente a la sobrevivencia de los parásitos en el ambiente (Rodríguez, A., 2005).

2.5.1 Exploración del caballo

Se observa el estado general del animal, aspecto del pelaje y condición corporal. Estos parámetros nos pueden proporcionar información para conocer el estado de salud del animal. A su vez, se debe observar el aspecto de las

heces y se puede encontrar parásitos en las mismas (Fernández, et. al., 2011).

2.5.2 Constantes fisiológicas

Las constantes fisiológicas son parámetros establecidos que indican las funciones vitales del organismo.

2.5.2.1 Temperatura

La temperatura normal de un caballo oscila entre los 37.5-38.5°C, sin embargo cada caballo tiene su propia temperatura determinada, esto varía según la edad y raza (Fernández, et. al., 2011).

2.5.2.2 Frecuencia Respiratoria

La frecuencia respiratoria de un caballo sano oscila entre 10 y 16 respiraciones por minutos. Esta frecuencia debe ser homogénea, constante y rítmica. La frecuencia puede estar alterada cuando el animal tiene alguna patología, puede tener taquipnea o disnea cuando esta con dolor abdominal, enfermedades respiratorias, entre otras (Fernández, et. al., 2011).

2.5.2.3 Frecuencia Cardíaca

La frecuencia cardíaca normal de un caballo es de 30-44 pulsaciones por minuto. Hay que tomar en cuenta que esto también va a depender de la raza, edad, peso corporal y nivel de entrenamiento del caballo (Fernández, et. al., 2011).

La frecuencia cardíaca es un claro indicador de dolor abdominal en los caballos. Una taquicardia de 60ppm cuando tiene un dolor leve, taquicardia de

80ppm cuando tiene un dolor moderado y una taquicardia por encima de los 100ppm cuando es un dolor muy intenso (Fernández, et. al., 2011).

2.5.2.4 Grado de hidratación

En un caballo sano debería tardar menos de dos segundos en regresar el pliegue del cuello al estado normal. Otro método para valorar el estado de deshidratación es el hundimiento de los ojos, mucosas orales secas, disminución de la producción de orina y menor distensión de la vena yugular (Fernández, et. al., 2011).

2.5.2.5 Tiempo de llenado capilar

Se hace la prueba de tiempo de llenado capilar para evaluar la perfusión periférica. Se considera normal a una mucosa cuando tiene un llenado capilar de 1-2,5 segundos (Fernández, et. al., 2011).

2.5.2.6 Color de las mucosas

Valorar las mucosas permite reconocer el estado del sistema vascular, identificando que tan grave se encuentra un caballo. Se valora tanto la mucosa oral como la mucosa conjuntival (Fernández, et. al., 2011).

Existen ciertas modificaciones del color de la mucosa que nos van a indicar las diferentes patologías. Las mucosas de color rosado son unas mucosas normales, indican que el animal está sano. Las mucosas de color pálido pueden indicar que el animal está cruzando por un estado de anemia. Las mucosas amarillentas pueden ser indicativos de ictericia, debido a una piroplasmosis o cuando existe un ayuno prolongado debido a un cólico (Fernández, et. al., 2011).

Las mucosas rojas, conocidas como mucosas congestivas, indican una hemoconcentración y una vasodilatación capilar. El color de las mucosas pueden ir aumentado de color cuando el estado del animal va empeorando el estado de shock hipovolémico o el estado de endotoxina del animal, este problema va acompañado con el aumento el tiempo del llenado capilar; las mucosas de color azul, llamadas cianóticas, nos indica que el animal tiene un problema muy grave porque existe un gran compromiso vascular (Fernández, et. al., 2011).

2.5.2.7 Exploración abdominal

Para realizar la exploración abdominal se empieza con la inspección, palpación, percusión y auscultación. Se integra con exámenes complementarios como búsqueda de parásitos en las heces (Meana, et. al., 2010).

Cuando un caballo tiene dolor abdominal tiene un cambio brusco en su comportamiento, estos animales tienen el umbral de dolor bajo y son bastante expresivos (Meana, et. al., 2010).

En cuanto a la auscultación abdominal los sonidos intestinales reflejan la actividad intestinal y conocer si existe alguna alteración o no, en el caso de una caballo sano los sonidos intestinales se producen con regularidad de 2 a 4 veces por minuto, en el ijar del lado izquierdo está ubicado el colon y al lado izquierdo ubicado el ciego que en los dos casos se escucha un sonido de gorgoteo cada 6-10 segundos. El aumento de mortalidad se deben por espasmos intestinales o por irritación por parásitos (Meana, et. al., 2010).

2.6 Examen de laboratorio

2.6.1 Examen coproparasitario

El examen fecal conocido como coprológico, en el diagnóstico de infecciones parasitarias es probablemente el procedimiento de laboratorio más utilizado en la práctica veterinaria. Este examen es relativamente barato y es no invasivo para los animales, es capaz de revelar la presencia de parásitos (Quiroz, 2013).

Los parásitos que generalmente se encuentran en este examen son aquellos que viven en todo el aparato digestivo e incluso se pueden observar parásitos que presentan en el sistema circulatorio y respiratorio (Quiroz, 2013) (Thienpont, et. al., 1986).

2.6.1.1 Método de flotación

Existen varios métodos por los cuales se pueden observar huevos de parásitos en el microscopio como diagnóstico. Cada uno de estos métodos tienen su objetivo de diagnóstico para cada parásito por lo cual hay que elegir dependiendo las necesidad (Taylor, et. al., 2007).

Técnica de Sheather

Este método es muy útil para huevos livianos, estos huevos al encontrarse en una solución saturada suben a la superficie. Esta técnica se realiza con solución saturada de glucosa (Gallo, 2014).

2.6.1.2 Técnica de McMáster

El método de McMáster es una de las técnicas más simple para detectar la presencia y estimar el número de huevos de parásitos que pueden estar en un animal (Taylor, et. al., 2007).

El examen cuantitativo permite observar la cantidad de huevos que son eliminados en las heces del animal, hay que tener en cuenta que la sensibilidad de este método dependerá de la dilución de las heces y del tamaño de la cámara utilizada (Gallo, 2014).

La técnica de McMáster es una cámara que se utiliza para el conteo de huevos por gramo de heces, se realizada mediante un microscopio. Para realizar este método se utiliza un peso determinado de heces y un volumen de solución saturada para realizar el método de flotación (Melo, et. al., 2015)

Facilita la observación de los huevos de los parásitos por que flotan hacia la superficie y se pueden contar a los huevos que están dentro de las rejillas (Gallo, 2014).

La cámara de McMáster que se utiliza en equinos es una cámara modificada creada por Roberts y O'sullivan. La cámara consta de 4 celdas que miden 1cm por 2 cm de lado y 2.5 mm de ancho, cada una de las celdas mide 0.5ml en conjunto las rejillas miden 2ml. La marca de las rejillas están pintados en la parte inferior de la tapa de la cámara (Gallo, 2014).

Para el conteo de huevos por gramo de heces hay que tener en cuenta que existen tres tipos de carga parasitaria, conocidos como diseminadores bajos que son <200 huevos por gramo, diseminadores moderados que van entre 200-500 huevos por gramo y los diseminadores altos que son >500 huevos por gramo (Lepoutre, 2015).

2.6.2 Hemograma

El hemograma es un examen que se realiza para medir los valores de las células sanguíneas y medir el estado de salud general de un animal. Mediante el cual se pueden diagnosticar enfermedades (De la Borda, 2017). Para realizar el examen hematológico se utilizó la máquina de hemograma especial para animales VetScan® HM5 de Abaxis®

Para el examen de hemograma se debe utilizar los tubos con EDTA, es un anticoagulante que se utiliza en la mayoría de las especies para realizar hemogramas completos, sin embargo con este anticoagulante se puede encontrar una agregación plaquetaria y leucocitaria en ciertas muestras. También puede existir una agregación plaquetaria cuando se enfría y se almacenan las muestras (Meyer, et. al., 2007).

El tubo de EDTA debe contener la cantidad correcta de sangre para evitar alteraciones del HCT, también debe evitarse la hemólisis iatrogénica, esto puede alterar los resultados de las proteínas plasmáticas, fibrinógeno y eritrocítico (Meyer, et. al., 2007).

2.7 Antiparasitarios

Entre los antihelmínticos que se usan en los caballos para controlar a los parásitos intestinales, se encuentran los nematicidas, que dentro de este están los benzimidazoles como el albendazol, fenbendazol y oxfendazol, y los endectocidas como la ivermectina, la piperazina, son las de mayor uso dentro del mundo equino (Junquera, 2016).

Los trematodocidas que actúan sobre los tremátodos dentro de estos también están los benzimidazoles y endectocidas. Los cestodocidas no son tan eficientes contra los tremátodos y nemátodos, suelen ser menos dañinos pero

bastantes utilizados en el caso de los equinos, entre los cuales está el praziquantel (Junquera, 2016).

El control de helmintos en animales domésticos depende en gran medida del uso de medicamentos antiparasitarios, estos parásitos crean gran resistencia a la utilización indiscriminada de los antihelmínticos (Taylor, et. al., 2007).

Los antihelmínticos se utilizan por lo general de manera terapéutica, para tratar las infecciones o signos clínicos del parasitismo. Cuando se utiliza terapéuticamente hay que tener en cuenta si el desparasitante es efectivo en la etapa patogénica que se encuentra el parásito, si existe resistencia parasitaria y es capaz de recuperar rápido al animal (Taylor, et. al., 2007).

Pero también se utiliza de manera profiláctica cuando el uso de estos medicamentos es de uso continuo para prevenir la aparición de enfermedades parasitarias. Se debe justificar con la utilización de un producto eficiente, para evitar la resistencia antihelmíntica (Taylor, et. al., 2007).

Un animal al ser desparasitado constantemente puede causar complicaciones en la inmunidad adquirida del individuo, los animales deben ser desparasitados siempre y cuando sea necesario (Taylor, et. al., 2007).

Por lo general los antihelmínticos se administran por vía oral, las presentaciones más comunes para equinos son granulados o en pasta. El desparasitante granulado se suele mezclar con el alimentos sal o agua que ingieren los animales (Taylor, et. al., 2007).

2.7.1 Fenbendazol

El fenbendazol es un antiparasitario de amplio espectro, se ha comprobado que es eficiente contra la eliminación de grandes estróngilos, pequeños estróngilos, *oxyuris* y *trichostrongylus* (Plumb, 2010).

Tiene una toxicidad baja, se puede utilizar sobre la dosis recomendada. Los animales pueden tolerar hasta 100 veces más de lo recomendado, es poco probable que exista una sobredosis aguda cuando se administra por vía oral (Plumb, 2010).

El fenbendazol a diferencia de otros antiparasitarios no causa problemas embriotóxicos ni teratógenos (Bowman, 2011).

2.7.1.1 Mecanismo de acción

El fenbendazol es un inhibidor de la polimerización de los microtúbulos al unirse a la B-tubulina. La B-tubulina es una proteína estructural de los microtúbulos celulares que son organelos celulares esenciales en todo tipo de organismos. Impide que se incorpore al polímero de la tubulina y también inhibe que se une a la acetilcolinesterasa del parásito. Priva los mecanismos de asimilación de la glucosa por parte del nematodo, la producción de ATP (adenosintrifosfato) y la utilización del glucógeno, alteran los procesos oxidativos de fosforilación, afectan la energía del parásito. Reduce la fumarato reductasa, lo que impide la generación de energía a nivel de mitocondrias (Provet, 2016) (Rubio, et. al., 2016).

La resistencia a los benzimidazoles se relaciona con la pérdida de la afinidad a la B-tubulina (Rubio, et. al., 2016).

2.7.1.2 Farmacocinética

El Fenbendazol es marginalmente absorbido después de la administración oral. En los caballos los niveles máximos son de 0.07 ug/ml en un promedio de 6 a 30 horas. El fenbendazol se metaboliza en el hígado en un compuesto activo sulfoxido de oxfendazol, por este motivo solo se detecta el metabolito 5-(4-

hidroxifeniltio) benzimidazol-2- carbamato de metilo (Plumb, 2010) (Provet, 2016).

Entre el 44% al 50% del fenbendazol inalterado se excreta con las heces. El 1% aparece en la orina. Aparecen pequeñas cantidades en orina y heces hasta en una semana y media después del tratamiento (Provet, 2016).

CAPITULO III: MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación geográfica

Este estudio se llevó a cabo en el cantón Patate (ver Figura 1) se encuentra en la provincia de Tungurahua. Ubicada en la cordillera Occidental, limitándose al norte con el cantón Píllalo, al sur con los cantones Baños y Pelileo, al este con el cantón Baños y al oeste con los cantones Píllaro y Pelileo. Se encuentra en una altura entre los 820-4650 m.s.n.m. Patate se caracteriza por tener un clima cálido.

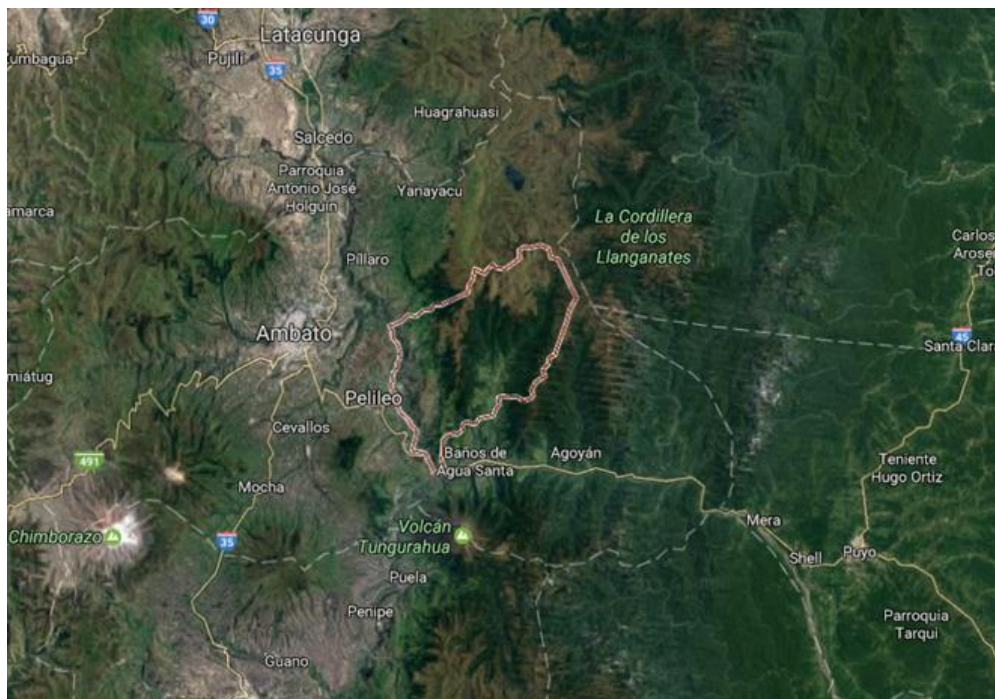


Figura 1. Ubicación del cantón Patate

Tomado de: Google Maps

Los individuos de estudio se encontraban en la Hacienda San Luis se ubicada en el valle de Patate que está a una altura de 2800 m.s.n.m. Tiene un terreno prácticamente plano, con una extensión de terreno de 40 hectáreas. Cuenta con ciertas fuertes de vertientes naturales de donde proviene el agua para la bebida de los animales (Ver Figura 2 y Figura 3).

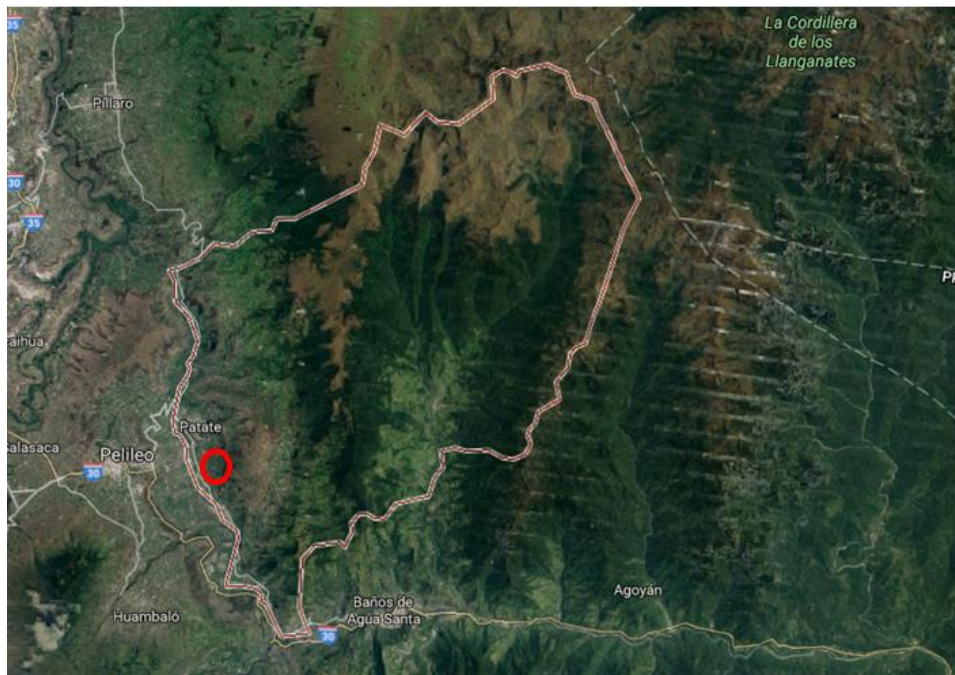


Figura 2. Ubicación de la Hacienda San Luis en el cantón Patate
Tomado de: Google Maps



Figura 3. Límites de la Hacienda San Luis
Tomado de: Google Maps

3.2 Materiales y métodos

3.2.1 Materiales

3.2.1.1 Materiales de campo

- 30 Caballos
- Jáquimas y sogas
- Heces frescas
- Formal 10%
- Guantes de látex
- Guantes de chequeo ginecológico
- Marcado permanente
- Cuaderno de registro
- Manga de inspección
- Termómetro
- Fonendoscopio
- Jeringas de 3ml
- Aguja 1 ½ calibre 18
- Tubos de 1.3ml de EDTA
- Porta tubos
- Cooler

3.2.1.2 Materiales de laboratorio

- Máquina de hemograma VetScan HM5
- Centrífuga LW Scientific
- Microscopio Olympus BX41
- Tubos de ensayo
- Solución saturada de Sheather
- Peso digital
- Varilla de vidrio

- Colado de té
- Vaso de precipitado
- Pipeta
- Pinzas
- Cámara de recuento de McMáster

3.2.2 Métodos

3.2.2.1 Descripción del ambiente

Se debe analizar en qué medio ambiente vive un caballo, porque de esto puede ser que influya la carga parasitaria y los diversos tipos de parásitos. Se tiene que analizar qué tipo de pasto comen, que tipo de agua toman y en que clima viven los hospedadores (Rodríguez, A., 2005).

3.2.2.2 Examen físico del caballo

Se debe realizar una inspección general del caballo, empezando con la observación del animal se evalúa el pelaje, un animal sano tendrá un pelaje corto, brillante e hidratado. Un animal parasitado se encontrará con un pelo áspero, largo y opaco (Meana, et. al., 2010).

La condición corporal debe ser tomada en cuenta porque en los caballos que se encuentran parasitados pueden tener una condición corporal baja y un abdomen distendido. Se debe observar la actitud general del animal, se debe percibir si está decaído, desganado, si existe algún cambio de actitud y si tiene alguna señal de dolor abdominal (Meana, et. al., 2010).

En el examen físico del caballo se toman las constantes fisiológicas.

Para tomar la temperatura se hace por vía rectal. Se debe colocar el termómetro un poco inclinado hacia alguna pared del recto, para no introducir el termómetro dentro de la masa de heces, porque puede dar un resultado

erróneo. La persona que realizar la toma de temperatura siempre la debe realizar de un costado del animal (Fernández, et. al., 2011).

La frecuencia respiratoria se realiza solamente con la mirada sobre movimiento del tórax, movimiento de los flancos o por el movimiento de los ollares, pero también se puede realizar al colocar la mano en los ollares e ir contando la salida de aire que exista en un minuto (Fernández, et. al., 2011).

La frecuencia cardíaca se utiliza un fonendoscopio y se debe auscultar en la parte izquierda del tórax justo detrás del codo, también se puede hacer con los dedos, excepto el pulgar, sobre algunas arterias como la arteria facial, que se encuentra debajo de la mandíbula inferior, arteria digital que está en las extremidades en la articulación metacarpofalángica, arteria temporal que está por detrás de la comisura lateral del ojo y la arteria coccígea que se encuentra en la cara ventral de la cola (Fernández, et. al., 2011).

El grado de hidratación es importante medir sobre todo en un animal que se ve enfermo. Existe una técnica muy utilizada en equino que se realiza en el pliegue cutáneo en la zona preescapular o en la tabla del cuello, se pellizca la piel del caballo y luego se suelta. En condiciones normales se debería demorar al menos de dos segundos en volver al lugar original el pliegue cutáneo. Si es por encima de los dos segundos es porque el caballo tiene cierto grado de deshidratación (Fernández, et. al., 2011).

Para medir el tiempo de llenado capilar se presiona con el dedo en las encías del caballo. La mucosa debe quedar blanca y se cuenta el tiempo que se tarda en recuperar el color original. Se considera normal el tiempo de llenado capilar entre 1 y 2 segundos. Si este tiempo es superior a 2 segundos se considera anormal y está indicado una perfusión periférica inadecuada (Fernández, et. al., 2011).

En cuanto al color de mucosas se debe observar tanto las mucosas orales como las mucosas conjuntivales (Fernández, et. al., 2011).

La auscultación abdominal es imprescindible en el caso del parasitismo. Se debe colocar el fonendoscopio en las fosas paralumbares tanto derecha como izquierda en la parte superior e inferior y se deben auscultar los 4 cuadrantes (Fernández, et. al., 2011).

3.2.2.3 Examen de laboratorio

Para la obtención de la muestra de sangre. Se debe hacer una asepsia de la zona en la yugular donde se realizará el pinchazo, se puede hacer con clorhexidina (Meana, et. al., 2010).

Se hace un torniquete con una presión digital en el surco yugular, en la parte caudal de la vena. Se introduce la aguja con el bisel hacia abajo con un movimiento firme con un ángulo de 45°, se baja la jeringa y se extrae una cantidad adecuada (1.3ml) para llenar lo suficiente al tubo con EDTA. La muestra debe ser mezclada homogéneamente, de manera suave se realiza por lo menos 10 giros completos del tubo para que exista una mezcla adecuada entre el anticoagulante y la muestra (Gallo, 2014) (Meyer, et. al., 2007).

Se recomienda puncionar la vena yugular del lado derecho, para evitar accidentes perforando el esófago. La vena yugular del lado izquierdo se encuentra junto al esófago. En el caso de los caballos se debe utilizar una aguja hipodérmica de 1 ½ pulgadas de calibre 18 (Gallo, 2014).

La muestra sanguínea debe ser etiquetada con el código del caballo y puesta en el cooler a una temperatura de 10°C. La muestra no debe estar en contacto directo con el hielo, en enfriamiento las muestras se pueden mantener hasta 24 o 48 horas para ser evaluadas (Gallo, 2014).

Examen coproparasitario

Para la toma de muestra de heces el caballo se recomienda realizar dentro de una manga de inspección especial para caballos, para evitar un accidente del personal (Meana, et. al., 2010).

Según el manual de toma de muestras de livexlab se debe tomar la muestra con un guante de chequeo ginecológico. Se introduce la mano por el ano, se coge una buena cantidad de heces, luego con ese mismo guante se da la vuelta, se realiza un nudo y se etiqueta con el código del caballo correspondiente. Ese guante debe ser metido en una funda para ser llevado al laboratorio (Livexlab, 2011).

Para una adecuada conservación de la muestra se recomienda incorporar formalina al 10% y mantener en refrigeración, para evitar la eclosión de algunos helmintos. Se debe tener cuidado que las muestras no estén en contacto directo con el hielo (Gallo, 2014).

Una vez que las muestras llegan al laboratorio se procesaron bajo la técnica de Sheather. Consiste en realizar con una solución saturada en glucosa, con una densidad de 1:300. Para llegar a esta densidad se debe mezcla 550 gramos de azúcar refinada con 1 litro de agua destilada tibia (Gallo, 2014).

Se disuelve 3-5 gramos de material fecal con 50 ml de solución de Sheather. Se debe filtra la mezcla en un colador mediante la utilización de un embudo en un tubo de ensayo. Se centrifuga durante 5 minutos a 2500 rpmm. Retirar con una pipeta el sobrenadante de la superficie y colocar en la cámara de McMáster y observar en el microscopio (Gallo, 2014).

Los recuentos de huevos en heces determinados en el día de la desparasitación y 21 días después permiten, sin embargo, evaluar la eficacia de los antihelmínticos (Melo, et. al., 2015).

La variabilidad en el conteo de huevos es considerable con la mayoría de los métodos existentes, y esto debería tenerse en cuenta cuando se interpretan los resultados. Como regla general, cualquier conteo de huevos debe interpretarse con un margen de $\pm 50\%$. Ese es decir, un recuento de huevos de 200 huevos por gramo, realmente representa el intervalo de 100 a 300 huevos por gramo. Se considera que el método de McMáster, tiene menos variabilidad que las técnicas clásicas (Nielsen, 2015).

3.2.2.4 Desparasitante

Luego de haber evaluado el muestreo pre-desparasitación se eligió el fenbendazol. En la literatura se explica que el fenbendazol es un desparasitante del amplio espectro, con alta seguridad y baja toxicidad. Se ha probado que es eficiente contra parásitos grandes estrógilos, pequeños estrógilos, *oxyuris* y *trichostrongylus* (Plumb, 2010).

Se utilizó Fenbedazol-LH4%, polvo oral, de la casa comercial LIVISTO S.A. Es un desparasitante que se puede utilizar tanto como para la prevención y tratamiento contra verminosas pulmonares y parásitos nematodos gastrointestinales. Se emplea en diferentes especie como cerdos, equinos, ovinos, caprinos, aves y bovinos. Se utilizó una sola dosis de 600mg por kg (Livisto, 2015).

3.3 Diseño del estudio

3.3.1 Descripción del estudio

Al ser un estudio de tipo experimental longitudinal de cohorte, se realizó un análisis donde permitió el análisis de las variables contempladas en el estudio. En consecuencia, se utilizó para el análisis de varianza paramétricos ANOVA,

T-test, Mann-Whitney y las pruebas no paramétricas Kruskal Wallis y Wilcoxon. Para los dicotómicos se utilizó la prueba de Cochran Q.

El día cero fue el día en el que se empezó el estudio. En donde se realizó un estudio físico de los caballos, ese mismo día se llevó a cabo el primer muestreo de heces y de sangre. Las muestras fueron llevadas al laboratorio en donde las heces fueron procesadas con el método de Sheather y fueron cuantificados los huevos de los parásitos en las cámaras de McMáster, la sangre fue procesada en la máquina de hemograma VetScan HM 5. Luego de haber analizado los resultados se tomó de opción al Fenbendazol – LM 4% de la casa comercial ALTVET S.A. a una dosis de 600 mg/kg.

A los 21 días posteriores a la desparasitación se realizó el primer muestreo de heces post-desparasitación. El siguiente muestreo fue a los 42 días en donde se hizo el segundo muestreo post-desparasitación de heces y el primer muestreo post-desparasitación de sangre. A los 63 se realizó el tercer muestreo post-desparasitación de heces, el segundo muestreo post-desparasitación de sangre y el primero examen físico post-desparasitación de los caballos.

3.3.2 Variables

Las variables que se van a tener en cuenta en este estudio: son la carga parasitaria de cada caballo, constantes fisiológicas, resultado de laboratorio tanto del hemograma, la edad, el sexo y la raza que sea cada caballo.

3.3.3 Diseño experimental

3.3.3.1 Variable cualitativa:

En el primer coprológico pre-desparasitación se determinará la carga parasitaria inicial con una variable cualitativa binomial, para determinar si los

animales están o no infestados con parásitos intestinales. Otras variables cualitativas fueron el sexo, y la edad del animal. Se realizó exámenes hematológicos y clínicos para determinar el estado de salud de cada animal.

3.3.3.2 Variable Cuantitativa:

Para las variables cuantitativas de la carga absoluta de los parásitos, se evaluó netamente la carga de huevos. La cantidad de las especies que se pudieron encontrar se determinó como la carga relativa. Carga específica que contempla el número de huevos por especie de parásitos encontrado en los caballos.

3.3.4 Análisis estadístico

Para realizar las pruebas de ANOVA, T-test, Mann-Whitney, Kruskal Wallis y Wilcoxon y Cochran Q, que fueron utilizadas para el de las diferentes variables expuestas en el estudio se trajo en el programa IBM SPSS Statistics Editor.

CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Para la presentación de resultados y discusiones, primero se van a exponer los resultados de cada grupo de variables y luego de esta se verá la discusión correspondiente.

4.1 Resultados de los muestreos

Todos los parásitos encontrados en los caballos de estudios fueron de la familia *Nematoda*, unos tuvieron mayor presencia que otros. En el muestreo pre-desparasitación se encontraron los siguientes parásitos: *Trichostrongylus*, *Triodontophorus*, *Strongylus* spp., Coccidias, *Cyathostoma* spp., *Strongyloides* spp. y *Strongylus westi*.

En este muestreo el 94% de los parásitos encontrados fueron *Trichostrongylus*. Los *Strongylus* spp. y los *Strongyloides* tuvieron una menor presencia, tal como se observa en la Figura 4.

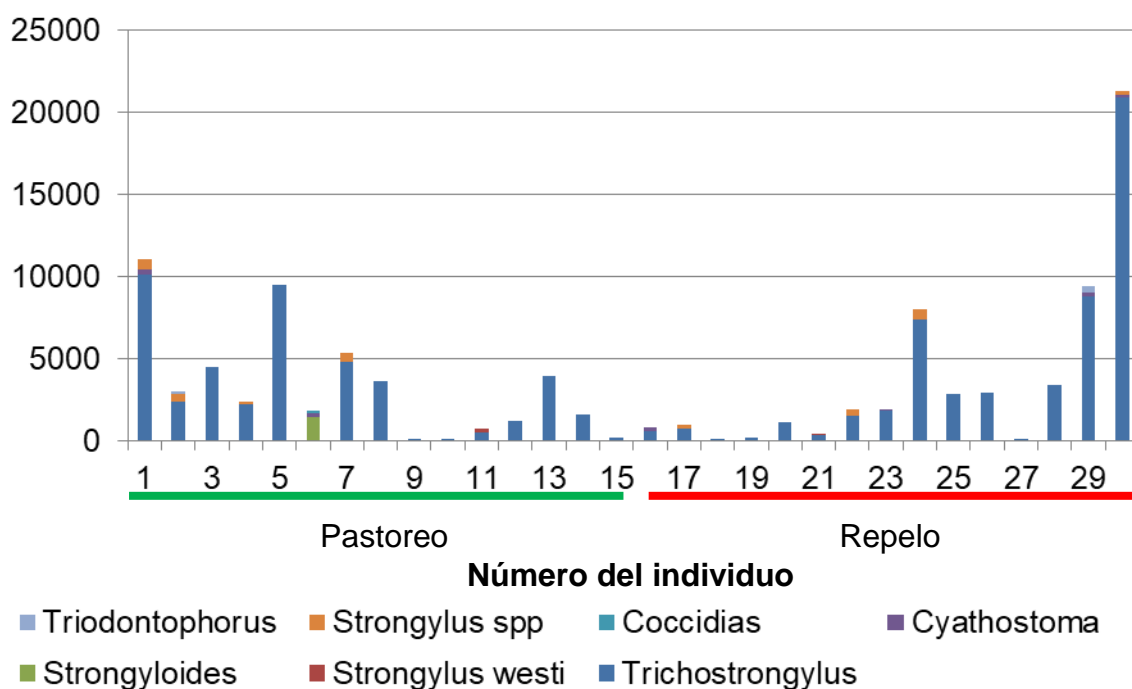


Figura 4. Especie y carga parasitaria pre-desparasitación.

En el primer muestreo post-desparasitación, se realizó a los 21 días de haber desparasitado a los caballos. La presencia de los parásitos cambiaron notoriamente, los valores de la carga bajaron en un 42% y las especies dominantes en este muestreo son diferentes. En este muestreo solo se encontraron especie como *Trichostrongylos*, *Triodontophorus*, *Strongylus spp.* y *Cyathostoma*.

En este muestreo se vieron 2 especies dominantes: *Triodontophorus* que fueron el 52% de los parásitos totales encontrados y los *Trichostrongylos* con un 40%. Es decir, que la presencia de los *Trichostrongylos* en este muestreo bajo un 70%, observando que el desparasitante no tuvo mayor efecto sobre algunas especie como fue en el caso de los *Triodontophorus* (ver figura 5).

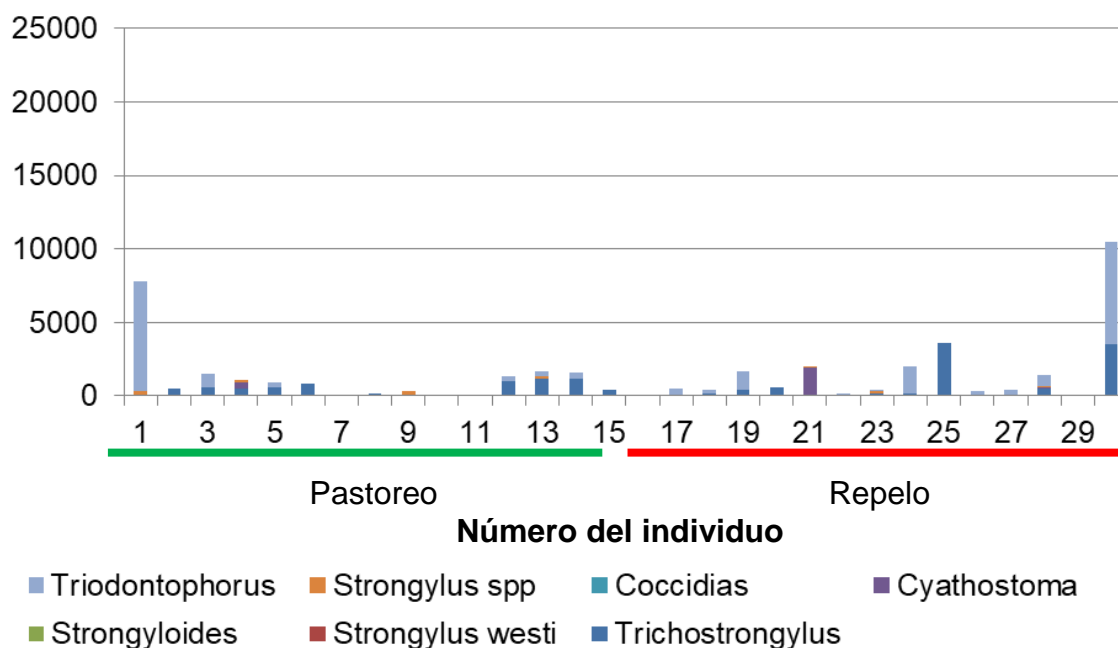


Figura 5. Especie y carga parasitaria muestreo 1 post-desparasitación

El segundo muestreo post-desparasitación se realizó a los 42 días de haber desparasitado a los caballos. En el muestreo estuvieron presentes los mismo parásito que en el primer muestreo post-desparasitación, pero en este caso los valores de la carga parasitaria ya fueron 14% más elevados.

La géneros de los *Triodontophorus* y *Trichostrongylus* tuvieron mayor presencia en este muestreo, aumentaron 10% y 28% respectivamente. Pero al contrario del primero muestreo post-desparasitación, este muestreo empezó a tener mayor aparición de los *Trichostrongylus*, con una presencia del 51% del total de parásitos muestreos. Los *Trichostrongylus* tuvieron una mayor velocidad de reinfestación. Como es la Figura 6, se pueden observar valores más elevados en la carga parasitaria, sobre todo en aquellos caballos que se encuentran en el pastoreo.

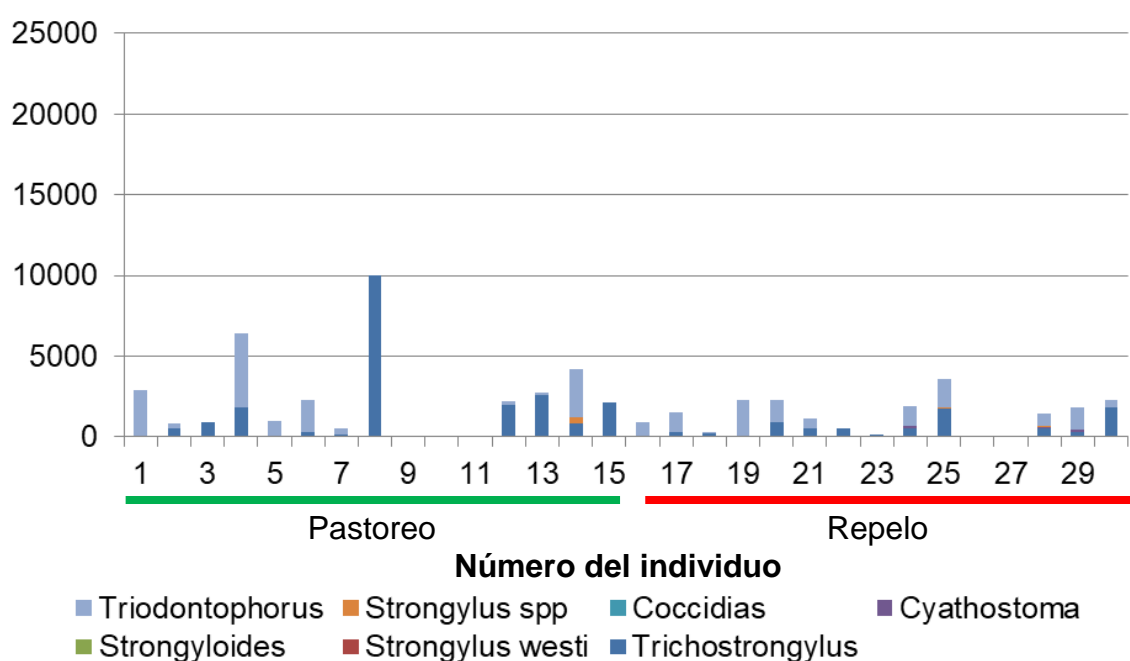


Figura 6. Especie y carga parasitaria muestreo 2 post-desparasitación

El tercer muestreo post-desparasitación se realizó a los 63 días de haber desparasitado a los caballos. En este muestreo hubo un aumento de la carga parasitaria del 24% en relación al primer muestreo post-desparasitación que fue donde más bajo se encontró la carga parasitaria, con una disminución de la carga parasitaria en relación al muestreo pre-desparasitación del 22%.

En este muestreo donde ya se considera que hay un grado de reinfestación alto, tanto las especies de *Triodontophorus* 96% y *Trichostrongylus* 32% tienen mayor presencia. Sin embargo, en comparación con el muestreo pre-

desparasitación los *Trichostrongylus* bajaron en un 50% y los *Triodontophorus* aumentaron un 96%. En relación al primer muestreo post-desparasitación hubo un aumento tanto de los *Triodontophorus* y *Trichostrongylus* con un 20% y 32% respectivamente (Figura 7).

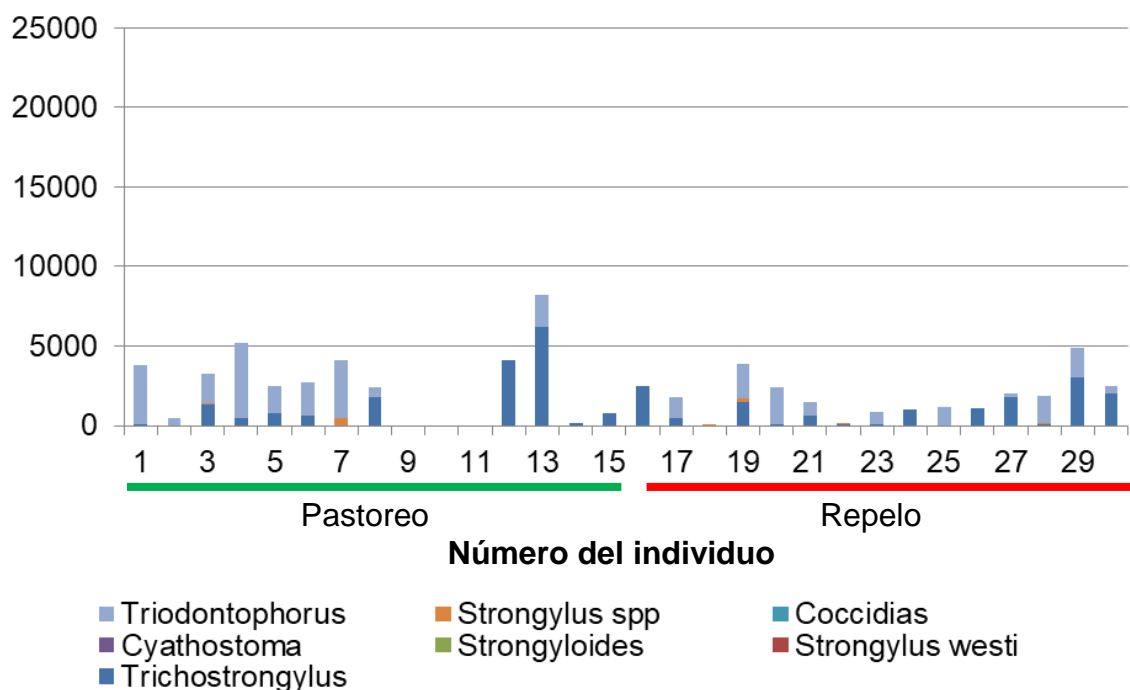


Figura 7. Especie y carga parasitaria muestreo 3 post-desparasitación

4.1.1 Discusión de los resultados de los muestreos

Muchos estudios sobre los desparasitantes han demostrado que son eficientes, pero hay que tener en cuenta que estos estudios son realizados en otros países donde no se tienen las mismas condiciones climáticas y geográficas. Se presume que en este estudio no se pudo obtener resultados similares a otros estudios realizado en diferentes países. En Ecuador hay una información hacia la parasitología veterinaria muy limitada, por lo cual las medidas de eliminación parasitaria son muy complicadas (Lepoutre, 2015).

La presencia de *Trichostrongylus* en caballos que están en repelo, se puede relacionar a que estos parásitos también se encuentran en rumiantes (Porter, et. al., 2014).

Los estudios realizados en ciatostomas muestran que hay resistencia al fenbendazol, como en el caso de un estudio realizado en Argentina, donde se evaluó 107 caballos, los cuales demostraron que tienen un 100% de resistencia al desparasitante (Cerutti, et. al., 2012). Un estudio realizado por Lepoutre (2015) comenta que en la zona de Machachi se presenta resistencia parasitaria al fenbendazol presentando una eficiencia del 18,2% del fármaco.

4.2 Resultados de la comparación entre muestreos

Se comparó los cuatro muestreos que se hizo a lo largo del estudio, donde se realizó cada 21 días. Se utilizó la prueba de T-test para la comparación entre los muestreos pre-desparasitación y post-desparasitación (Tabla 1). Se observó que existe diferencia significativa entre el muestreo pre-desparasitación que se considera como el día 0 del estudio, en relación al primer muestreo post-desparasitación. El valor del resultado de la significancia (p-valor: < 0,05). Es decir, que hay una diferencia en la carga parasitaria a los 21 día de la desparasitación (Figura 8).

Del día 42 en adelante no se muestra una significancia entre el muestreo pre-desparasitación, el segundo muestreo y el tercer muestreo post-desparasitación.

Tabla 1

Prueba T-test. Comparación entre muestreos

Correlaciones de muestras emparejadas		N	Correlación n	Sig.
Par 1	MH0 & MH1	29	,767	,000
Par 2	MH2 & MH1	29	,132	,496
Par 3	MH3 & MH2	29	,338	,073
Par 4	MH0 & MH3	29	,247	,196
Par 5	MH3 & MH1	29	,154	,424
Par 6	MH2 & MH0	29	,102	,599

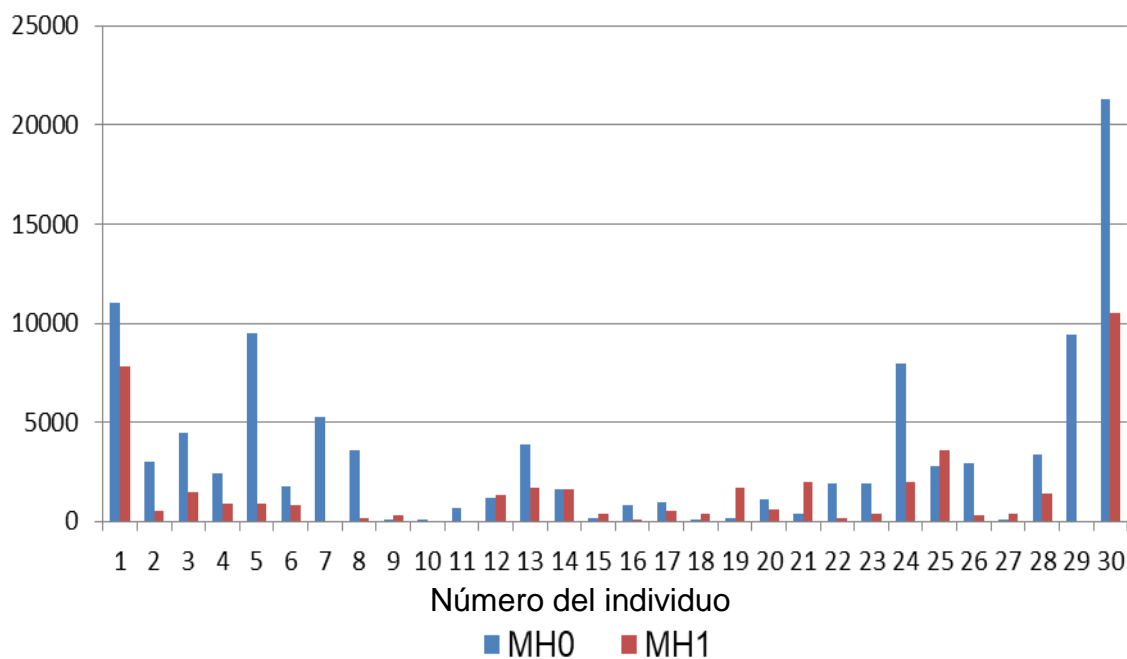


Figura 8. Muestreo pre-desparasitación vs muestreo 1 post-desparasitación

4.2.1 Discusión de los resultados de la comparación entre muestreos

En estudios han demostrado que la resistencia de los parásitos a los antihelminintos es heredada, por lo que estos parásitos necesitan la presencia de los genes resistentes para sobrevivir (Blanek, 2005). Al administrar el desparasitante mueren aquellos parásitos que no son resistentes a dicho

fármaco, que permite que los parásitos resistentes al desparasitante tengan menor competencia, teniendo mayor ventaja reproductiva y la reinfestación parasitaria aumenta rápidamente (Steinbach, 2006). Esta puede ser una de las razones por las cuales se observó que en el primer muestreo post-desparasitación baja la carga parasitaria, sobreviviendo los parásitos que no fueron afectados por el fenbendazol y tuvieron mayor oportunidad de reproducción, donde la reinfestación tomó fuerza.

Para diagnosticar si existe resistencia al fármaco por parte de los estrongilos pequeños se puede hacer exámenes coprológicos a partir del día 14 en donde aparecerán los parásitos nuevamente. Existen estrongilos pequeños resistentes, cuando el 20% de los caballos dan positivo al muestreo post-desparasitación y exista un menos 90% de reducción de la carga parasitaria en los caballos (DiPietro, et. al., 1987). En el caso de este estudio el 90% de los caballos dieron positivo a la reaparición de huevos de estrongilos pequeños a los 21 días y la carga parasitaria se redujo un 40%, por lo que según dice DiPietro, es este estudio se puede determinar que hay una resistencia parasitaria al fenbendazol.

4.3 Resultado de la carga parasitaria en relación al sexo y edad

Para encontrar la carga parasitaria en relación al sexo se utilizó la prueba de Mann-Whitney. El grupo de las hembras en relación al grupo de los machos tuvieron mayor presencia (4%) de carga parasitaria a lo largo de todo el estudio (Tabla 2). Sin embargo, no tiene una significancia sobre la carga parasitaria entre hembras y machos (Tabla 3).

Tabla 2
Relación carga parasitaria y sexo

	Sexo	N	Rango promedio	Suma de rangos
MRH1	Hembra	16	16,25	260,00
	Macho	14	14,64	205,00
	Total	30		
MRH2	Hembra	16	15,75	252,00
	Macho	13	14,08	183,00
	Total	29		
MRH3	Hembra	16	14,94	239,00
	Macho	13	15,08	196,00
	Total	29		
MRH4	Hembra	16	15,28	244,50
	Macho	13	14,65	190,50
	Total	29		

Tabla 3
Carga parasitaria vs. Sexo

	MRH1	MRH2	MRH3	MRH4
U de Mann-Whitney	100,000	92,000	103,000	99,500
W de Wilcoxon	205,000	183,000	239,000	190,500
Z	-,540	-,615	-,049	-,236
Sig. asintótica (bilateral)	,589	,538	,961	,813
Significación exacta [2*(sig. unilateral)]	,637 ^b	,619 ^b	,983 ^b	,846 ^b

Para hallar la relación entre la carga parasitaria y la edad de los caballos de estudio se utilizó la prueba de Kruskal Wallis. Donde se determinó que los caballos jóvenes, entre 0 a 3 años son los que mayor reinfestación tuvieron con un 48% en el segundo muestreo post desparasitación. Existe una significancia en el segundo muestreo post-desparasitación en relación a los caballos jóvenes (Tabla 4).

Tabla 4
Carga parasitaria vs. Edad

	MRH0	MRH1	MRH2	MRH3
Chi-cuadrado	4,300	6,075	11,902	7,463
gl	5	5	5	5
Sig. asintótica	,507	,299	,036	,188

4.3.1 Discusión de los resultados de la carga parasitaria en relación al sexo y edad

La carga parasitaria en relación a la edad es el parámetro más variable del estudio. Como se expone en un estudio realizado en Ecuador, que la carga parasitaria y la propagación de huevos es diferente en caballos adulto en relación a caballos jóvenes (Lepoutre, 2015). Un estudio realizado en Sangolquí, Ecuador; se explica que la edad influye en la presencia de los parásitos y la carga parasitaria, sobretodo en caballos neonatos (Maya, 2011).

Hay que tener en cuenta que, si no se tiene nivel óptimo de inmunidad en los caballos jóvenes, la infección parasitaria será mayor (Lepoutre, 2015). Un estudio realizado por Coles (1992) explica que los caballos jóvenes tienen un periodo de reinfestación más corta que los caballos adultos. Los caballos jóvenes tiene una diferente reinfestación por la eficacia del fármaco en el organismo de los jóvenes, estos se consideran los equinos que nos menores a 1 año. En este estudio se observó que los caballos jóvenes tuvieron una reinfestación del 24% más de carga parasitaria que los caballos adultos. Las variables de sexo y edad son un factor que afecta directamente al evaluar la eficacia del desparasitante (Lepoutre, 2015).

4.4 Resultados del examen físico y hematológico

Los caballos no mostraron grandes cambios en el estudio físico, las constantes fisiológicas se mantuvieron a lo largo del estudio. El cambio de pelaje fue el único factor en donde se pudo observar una diferencia, ciertos caballos terminaron el estudio con un pelaje más brillante, pero este factor no se puede relacionar directamente con el desparasitante.

En los exámenes hematológicos no hubieron cambios relevantes en los parámetros entre el pre y post-desparasitación. Solo el 7% de la población mostraron cambios hematológicos, específicamente en el parámetro de eosinófilos (Figura 13).

Con la prueba de Cochran Q que se utilizó para evaluar a los parámetros hematológicos se pudo observar que no hay una significancia (Tabla 3).

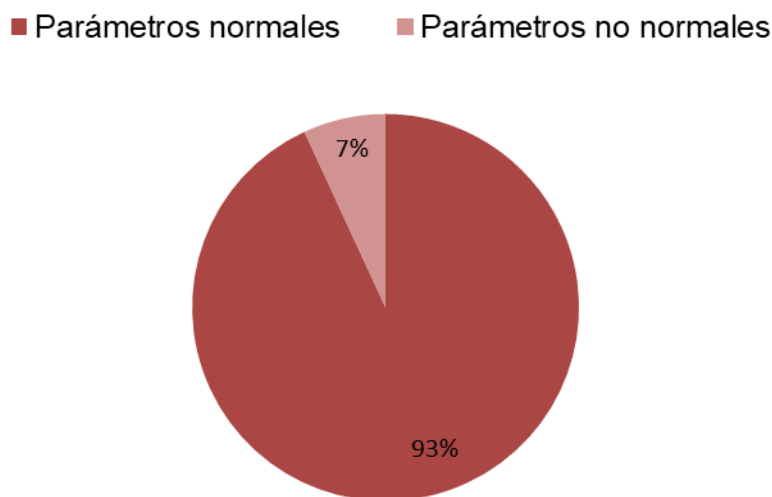


Figura 9. Examen hematológico

Tabla 5

Examen hematológico

Estadísticos de prueba	
N	30
Q de Cochran	3,000 ^a
gl	1
Sig. asintótica	0,083

4.4.1 Discusión de los resultados del examen físico y hematológico

No siempre se muestran signos de una parasitosis como reflejo de una enfermedad, muchas veces los animales pueden estar parasitados sin alteración en los parámetros sanguíneos. Se dice que los eosinófilos es el parámetro que más indica una parasitosis. Sin embargo, muchas veces puede dar que los eosinófilos están normal en un animal que está parasitado (Meyer, 2007).

Aunque muchos estudios y autores como Zajac y Conboy (2012) aseguran que ante la presencia de estrongilos pequeños se va a presentar signos como pérdida de peso, pelaje áspero, diarrea o problemas en el trabajo del animal. Sin embargo, en este estudio se puede asegurar que no necesariamente los caballos mostraron signos de enfermedad parasitaria y se encontraron parasitados.

“Referido a la problemática de la strongilosis equina en zonas andinas, no está claro si las cargas parasitarias presentes serían responsables de cuadros clínicos de importancia, conocimiento necesario para el manejo de esta parasitosis” (López, et. al 2015). Obtenido de un estudio realizado en Mendoza,

donde expone que no necesariamente los caballos pueden presentar cuadros clínicos para estar parasitados, como fue en caso de nuestro estudio.

4.5 Limitaciones

La presentación granulada del desparasitante entorpeció la dosificación completa en los animales en este estudio, al haber sido administrado en una sola dosis. La cantidad de medicamento dosificada por cada animal fue de gran volumen, el mayor problema fue la manera de administrar que ya este desparasitante se recomienda dar en el balanceado, pero al ser animales de pastoreo solo se pueden administrar con sal. Ciertos caballos antes de terminar la sal con el fármaco ya estaban saciados. Se considera que el tamaño muestral fue una limitante, aunque fue un estudio observación con ese grupo de caballos, se debería tomar en cuenta el número de animales.

No tomar el resto de parásitos intestinales, dejó incertidumbres sobre la presencia de otras especies de parásitos.

CAPITULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

- En el estudio se determinó que los tipos de parásitos de la familia *Nematoda* encontrados fueron: *Trichostrongylus*, *Triodontophorus*, *Strongylus* spp., Coccidias, Cyathostoma, Strongyloides y *Strongylus westi*. Al haber encontrado estos parásitos, ser un desparasitante de amplio espectro, altamente seguro y no causar problemas teratógenos en yeguas, se consideró utilizar Fenbedazol LH4%. La dosis utilizada por las circunstancias encontradas de los caballos, al pastoreo, se consideró que una sola dosis (600mg/kg) facilitaría la administración.
- En la evaluación antes de la desparasitación no se encontraron parámetros fisiológicos alterados, ni a lo largo del estudio, por lo que no se observó ningún cambio clínico en los individuos de estudio. En el examen hematológico la única alteración que se vio fue la eosinofilia en dos caballos que no fueron los más parasitados. No podemos hablar directamente de una resistencia parasitaria al Fenbendazol si se observó que el primer muestreo post-desparasitación la dicha carga se redujo lo suficiente como para considerar un grado bajo de carga parasitaria, pero si existió una reinfestación rápida y en algunos casos valores más altos que los valores previos a la desparasitación.
- Se observó que los caballos que estuvieron en pastoreo tuvieron mayor reinfestación que los caballos de repelo, esto se puede deber a que los caballos en repelo entraban a un potrero que perdió muchos de los recursos óptimos para que los parásitos sobrevivan en el pasto. Los caballos que tienen menos de 3 años se encontraron con mayor carga parasitaria durante el estudio, en especial en la etapa de la reinfestación.

5.2 Recomendaciones

- En Ecuador existe un gran problema al tener un déficit de estudios sobre los desparasitantes eficientes para la geografía de este país, por lo cual se recomienda hacer futuro estudios sobre temas relacionados.
- Se debería realizar estudios coproparasitarios para conocer qué tipos de parásitos están afectando en cada zona, para utilizar fármacos adecuados y evitar una resistencia parasitaria. En algunos estudio realizados en Ecuador se encuentra una gran resistencia al Fenbendazol, este fármaco junto a otros, se maneja sin conocimiento previo y se tiene una utilización indiscriminada del producto.
- Se recomienda que exista una rotación de desparasitantes en todos los predios, de esa manera evitar que nuevas generación de parásitos con genes resistentes a los desparasitantes. También hay que tener en cuenta que los caballos jóvenes tienen una reinfestación más rápida, por lo que es importante acortar los lapsos entre desparasitaciones y tener un adecuado manejo de los mismos.
- Tanto los dueños así como los veterinarios deberían manejar un calendario de desparasitación, con un coproparasitario previo, así tener conocimiento si justifica o no la desparasitación y tratar a los caballos como individuos no como manada ya que cada caballo tiene una respuesta inmune diferente y cierta resistencia parasitaria.
- Por los resultados de este estudio se recomiendo hacer otros estudios de desparasitación a día consecutivo o combinación con otros desparasitantes, para evaluar la eficacia que podría tener el Fenbendazol en otras condiciones.

- En Vietnam se ha llevado a cabo investigaciones donde postulan que las diferentes variedades de pasto afectan la presencia de las larvas parasitarias, existen variedades de pasto como *Onobrychis viciifolia*, *Hedychium coronarium*, *Lotus corniculatus* y *Lotus pedunculatus* son pastos que muestran una baja aparición de larvas parasitarias en relación a otros pastos (Nguyen, 2005). Aunque ninguno de estos pastos estuvo presente en este estudio, pero se recomendaría hacer un estudio en la presencia parasitaria en los diferentes pastos que se pueden encontrar en nuestra zona.
- No solo se debería hacer una evaluación de los parásitos en el hospedador, sino también un estudio de la carga parasitaria del pasto que ingiere el animal para conocer si existe presencia larvaria y buscar una alternativa para tratar el pasto, y así disminuir el tratamiento hacia los animales, pudiendo evitar una reinfestación más prematura.

REFERENCIA

- Ballweber, L. (2001). *Veterinary Parasitology*. Butterworth–Heinemann: Massachusetts, Estados Unidos.
- Barrera, L. (2011). *Detección coprológica y molecular de anoplocephala perfoliata, en equinos del departamento del valle del cauca*. Recuperado del 23 de junio de 2017 de: <http://www.bdigital.unal.edu.co/7074/1/7409001.2011.pdf>
- Beens, M. (2014). El Manual de Merck. Editorial médica Panamericana: Iglaterra.
- Behnke, J. (1990). *Parasites: Immunity and Pathology*. Taylor and Francis: Londres, Inglaterra.
- Blanek, M. (2005). *Investigation anthelmintic resistance and de-workinh regimens in horse*. Recuperado el 29 de diciembre de 2017 de <https://ttu-ir.tdl.org/ttu-ir/bitstream/handle/2346/10613/MeghanBlanek.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Bowman, D. (2011). *Georgis Parasitología para Veterinarios*. Elsevier Saunders: Barcelona, España.
- Castaño, R. (2005). *Parásitos de los equinos*. Recuperado el 21 de agosto de 2017 de: <http://helminto.inta.gob.ar/Confe05/Par%C3%A1sitos%20de%20los%20equinos.pdf>
- Cerutti, J., Cooper, L., Caffè, G., Cervilla, N., Muchiut, S. y Anziano, O. (2012). *Resistencia de los pequeños estrogílicos (grupo ciatostoma) a los bencimidazoles en equinos del área central de Argentina*. Recuperado el 9 de enero de 2018 de: http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1668-34982012000100005
- Coles, G., Bauer, C., Borgsteede, H., Geerts, S., Klei, T., Taylor, M. y Waller, P. (2012). *World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance*. Recuperado 27 de diciembre de 2017 de: <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S030440179290141U>

- Cuore, U (2006). *Resistencia a los acaricidas, manejo y perspectivas*. Recuperado el 2 de enero de 2018 de: https://s3.amazonaws.com/academia.edu.documents/38383735/18_Resistencia_Parasitaria_Manejo_y_Perspectivas.pdf?AWSAccessKeyId=AKIAIWOWYYGZ2Y53UL3A&Expires=1515118866&Signature=QAGssGeKCw1WSX0IYvKbN1fieD0%3D&response-content-disposition=inline%3B%20filename%3DRESISTENCIA_A_LOS_ACARICIDAS_MANEJO_Y_PE.pdf
- De la Borda, L. (2017). Que es un hemograma. Recuperado el 15 de febrero de 2018 de: <https://www.vix.com/es/imj/salud/5166/que-es-un-hemograma-y-para-que-sirve>
- Díaz, A. (2014). Hospedador definitivo equinos. Recuperado el 11 de febrero de 2018 de: <https://es.scribd.com/presentation/314021937/Oxyuris-equi>
- DiPietro, J. y Todd, K. (1987). *Anthelmintics used in treatment on parasitic infections of horse*. Recuperado el 2 de enero de 2018 de: <http://www.sciencedirect.com/sci-hub.tw/science/article/pii/S0749073917306880>
- Fernández, N., (2014). *Anoplocefalosis equina: epidemiología de la infección en España y estudios de las lesiones producidas por Anoplocephala perfoliata*. Recuperado el 20 de noviembre de 2017 de: <http://eprints.ucm.es/38691/1/T35235.pdf>
- Gallo, C. (2014). *Manual de diagnóstico con énfasis en laboratorio clínico veterinario*. Recuperado el 23 de junio de 2017 de: <http://repositorio.una.edu.ni/2745/1/tnl70g172m.pdf>
- Junquera, P. (2016). *Eficacia antihelmíntica de tres endectocidas administrados por vía oral en caballos*. Recuperado el 23 de junio de 2017 de: http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301-732X2001000100008
- Lepoutre, A. (2015). *Determinación de resistencia de ciatostomas equinos a fenbendazol o ivermectina en caballos en pastoreo de Machachi, Ecuador*. Recuperado el 6 de diciembre de 2017 de: <http://repositorio.usfq.edu.ec/bitstream/23000/4466/1/114026.pdf>

- Libexlab. (2011). *Toma y envío de muestras al laboratorio Manual de procedimientos*. Recuperado el 10 de noviembre de 2017 de: <http://www.livex.com.ec/uploads/documentos/Manual%20de%20Toma%20de%20muestras.pdf>
- López, A., Sidoti, L., Neira, G., Logarzo, L. y Cabrera, S. (2015). Impacto clínico de parasitosis digestivas prevalentes en equinos de zonas andinas de la provincia de Mendoza. Recuperado el 10 de enero de 2018 de: <http://repositorio.umaza.edu.ar/bitstream/handle/00261/365/27%20SALUD%20Resumen%20Oral%20Mera%20y%20Sierra%20et%20al.pdf?sequence=1>
- Maya, A. y Quijije, J. (2011). *Determinación de la carga parasitaria en tres especies zootécnicas (Bos Taurus, Ovis aries y Equus caballus) y su relación con las condiciones climáticas*. Recuperado el 10 de enero de 2018 de: <https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/4681/1/T-ESPE-IASA%20I-004571.pdf>
- Meana, A. y Rojo, F. (2010). *Parasitología equina*. Servet: Zaragoza, España
- Melo, B., Alho, A., Calero, R. y Madeira de Carvalho, L. (2015). *Métodos simples y prácticos de diagnóstico laboratorial de las principales parasitosis intestinales en équidos*. Recuperado el 30 de abril de 2017 de <http://argos.portalveterinaria.com/noticia/11642/equidos/metodos-simples-y-practicos-de-diagnostico-laboratorial-de-las-principales-parasitosis-intestinales-en-equidos.html>
- Meyer, D. y Harvey, J. (2007). *Medicina laboratorial veterinaria interpretación y diagnosis*. Multimédica ediciones veterinarias: Barcelona, España.
- Nguyen, T., Binh, D. y Ørskov, E. (2005). Effect of foliages containing condensed tannis and on gastrointestinal parasites. Recuperado el 5 de enero de 2018 de: <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0377840105000623>
- Nielsen, M. (2015). *Robinson's currente therapy in equine medicine*, Elsevier: Missouri, USA.
- Plumb, D. (2010). *Manual de Farmacología Veterinaria*. Inter-Médica: Buenos Aires, Argentina.
- Porter, R. y Kaplan, J. (2014). *Manual de Merck*. Óceano: España.

- Quiroz, H. (2013). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. Limusa: México D.F., México.
- Rázuri, B. (2014). *Prevalencia de tremátodos en caballos en el distrito de Cajamarca*. Recuperado el 20 de noviembre de 2017 de: <http://repositorio.unc.edu.pe/handle/UNC/457>
- Rodríguez, A. (2005). *Ecoepidemiología y epidemiología satelital: nuevas herramientas en el manejo de problemas en salud pública*. Recuperado el 12 de febrero de 2018 de: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1726-46342005000100009
- Rubio, S., San Andrés, M. y San Andrés, D. (2016). *Farmacología Veterinaria*. Editorial médica panamericana: Madrid, España.
- Samson, G. (2012). *Veterinary Parasitology*. Elsevier: Berlin, Alemania.
- Sousa, W. y Grosholz, E. (1991). The influence of habitat structure on the transmission of parasites. Recuperado el 5 de enero de 2018 de: https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-94-011-3076-9_15
- Steinbach, T., Bauer, C., Sasse, H., Baumgarther, W., Moreno, C., Hermosilla, C., Damrivas, M. y Zahner, H. (2006). *Small strongyle infection: Consequences of larvicidal treatment of horses with fenbendazole and moxidectin*. Elsevier: Alemania
- Taylor, M., Coop, R. y Wall, R. (2007). *Veterinary Parasitology*. Blackwell Publishing: Oxford, UK.
- Thienpont, D., Rochette, F. y Vanparijs, O. (1986). *Diagnóstico de helmintiasis por medio del examen coprológico*. Janssen Research Foundation: Beerse, Bélgica.
- Uhlinger, C. y Johnstone, C. (1985). *Prevalence of benzimidazole-resistant small strongyles in horse in a southeastern Pennsylvania practice*. Recuperado el 28 de diciembre de 2017 de: <http://europepmc.org/abstract/med/4086354>
- Velázquez, C. (2012). *Infestaciones parasitarias en los caballos*. Recuperado el 15 de octubre de 2017 de: <https://www.engormix.com/equinos/articulos/infestaciones-parasitarias-caballos-t29434.htm>

Zajac, A. y Conboy, G. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology*. Wiley- Black Well:
Iowa, Estado Unidos.

