



FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD



EVALUACIÓN DE DOS SISTEMAS DE CRIANZA EN RELACIÓN CON LA
CARGA PARASITARIA (STRONGYLUS SPP.) MEDIANTE ANÁLISIS
COPROLÓGICO Y ASOCIACIÓN CON PARÁMETROS
HEMATOLÓGICOS MEDIANTE HEMOGRAMAS EN EQUINOS
UBICADOS EN YARUQUÍ



AUTOR

MADELEINE PAOLA BAQUERO CHIRIBOGA

AÑO

2020



FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD

Evaluación de dos sistemas de crianza en relación con la carga parasitaria (*Strongylus spp.*) mediante análisis coprológico y asociación con parámetros hematológicos mediante hemogramas en equinos ubicados en Yaruquí.

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

Profesor guía

Dra. Carolina Susana Bracho Villavicencio

Autor


Madeleine Paola Baquero Chiriboga

Año

2020

DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

“Declaro haber dirigido el trabajo, Evaluación de dos sistemas de crianza en relación con la carga parasitaria (*Strongylus spp.*) mediante análisis coprológico y asociación con parámetros hematológicos mediante hemogramas en equinos ubicados en Yaruquí, a través de reuniones periódicas con la estudiante Madeleine Paola Baquero Chiriboga, en el semestre 2020-20, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”.



Carolina Susana Bracho Villavicencio

Médico Veterinario Zootecnista, MSc.

C.I. 1716754849

DECLARACIÓN DEL PROFESOR CORRECTOR

“Declaro haber revisado este trabajo, Evaluación de dos sistemas de crianza en relación con la carga parasitaria (*Strongylus spp.*) mediante análisis coprológico y asociación con parámetros hematológicos mediante hemogramas en equinos ubicados en Yaruquí, de la estudiante Madeleine Paola Baquero Chiriboga, en el semestre 2020-20, dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”.




Dr. Joar García Flores

Médico veterinario zootecnista

CI: 1708655475

DECLARACIÓN DE LA 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”



Madeleine Paola Baquero Chiriboga

C.I. 1724145618

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios por la fortaleza brindada, a mi familia por su apoyo fundamental en todas las etapas de mi vida especialmente a mis padres y hermanos además de mis profesores quienes han sido clave para mi formación profesional, principalmente a mi tutora Carolina Bracho por ayudarme en la realización de este proyecto de titulación.

DEDICATORIA

Dedico este proyecto a mis padres Iván Baquero y Viviana Chiriboga por su ayuda en todo el proceso de mi carrera universitaria incluyendo la realización de este estudio y ser mi motivación siempre, además de las personas involucradas en este estudio como son los comuneros y el encargado de la Finca Yaruquí quienes muy amablemente me ofrecieron su ayuda, finalmente a mi amigo Juan Carvajal por su apoyo incondicional en este proyecto.

RESUMEN

Las parasitosis gastrointestinales en equinos causan severos problemas de salud, existe información sobre su prevalencia pero no de su reinfestación, ni su relación con parámetros hematológicos.

Este proyecto busca analizar las incógnitas mencionadas, además conocer los parásitos de equinos de Yaruquí con su carga parasitaria mediante McMaster y la efectividad del desparasitante, esto en caballos de sistema intensivo comparado con los de sistema extensivo.

De una población de 15 animales en sistema intensivo y 14 en sistema extensivo, se seleccionaron 6 y 14 respectivamente, el diseño fue de 6 muestreos (coproparasitarios y hemograma) con un periodo de tiempo entre cada uno de un mes y la aplicación del desparasitante fue entre el 1 y 2 muestreo utilizando ivermectina.

Durante la investigación se encontró *Strongylus spp.* En el primer muestreo el sistema extensivo tuvo el menor número de hpg. la reinfestación fue en el cuarto muestreo donde el sistema extensivo tuvo mayor número de caballos con hpg. alto, para el quinto muestreo el sistema intensivo tuvo el menor número de hpg. Y por último en el sexto muestreo se mostró incremento de hpg. en sistema extensivo e intensivo además fue el muestreo con mayor número de hpg. para ambos sistemas.

Como conclusiones se demostró relación de la carga parasitaria con el sistema de crianza que a excepción del muestreo 1, el sistema extensivo tuvo la mayor media de hpg., la efectividad del desparasitante fue del 100 %, la reinfestación se dio a los 75 días y los animales de sistema extensivo tuvieron mayor media de hpg. Se demostró relación de la carga parasitaria con parámetros hematológicos en todos los muestreos a excepción del 2 y 3 pero fueron diferentes parámetros los que se afectaron en cada muestreo. Estos resultados fueron analizados por Excel y el programa estadístico JASP

ABSTRACT

Gastrointestinal parasitoses in equines cause severe health problems, there is information on their prevalence but not of their reinfestation, or relationship with hematological parameters. This project seeks to analyze the unknowns mentioned, also the parasites that are in equines of Yaruquí with their parasite load by McMaster technique, and the effectiveness of the dewormer, this in intensive system horses compared to those of the extensive system. From a population of 15 animals in the intensive system and 14 in the extensive system, 6 and 14 were selected, respectively, the design was 6 samplings (co-parasites and blood count) with a period of time of 1 month between each one and the application of the dewormer was between the sampling 1 and 2 using ivermectin. During the investigation *Strongylus* spp. was founded. In the first sampling the extensive system had the lowest number of hpg. Reinfestation occurred in the fourth sampling where the extensive system had the highest number of horses with high hpg. For the fifth sampling the intensive system had the lowest number of hpg. And finally, in the sixth sampling an increase in hpg. was shown in the extensive and intensive system, it was also the sample with the highest number of hpg. for both systems. As conclusions, a relationship of the parasite load with the rearing system was demonstrated and with the exception of sampling 1, the extensive system had the highest average of hpg. The effectiveness of the dewormer was 100%, the reinfestation occurred after 75 days and the animals of the extensive system had a higher average of hpg. A relationship of parasite load with hematological parameters was demonstrated in all the samplings except for 2 and 3, but different parameters were affected in each sample. These results were analyzed by Excel and the JASP statistical program.

ÍNDICE

Capítulo I. Introducción	1
1.1 Objetivos.....	4
1.1.1 Objetivo General.....	4
1.1.2 Objetivo Específico	4
1.2 Hipótesis	4
Capítulo II. Marco Teórico.....	6
2.1 Sistema de crianza o producción:	6
2.1.1. Sistema intensivo.....	6
2.1.2 Sistema Extensivo	11
2.2 Agente etiológico	13
2.2.1 Tipos de parásitos	13
2.2.1 Técnicas Diagnósticas.....	18
2.2.2 Tipos de antiparasitarios.....	21
2.2.3 Consideraciones Antiparasitarios	23
2.2.4 Relación parámetros hematológicos con los parásitos	25
Capítulo III. Metodología.....	27
3.1 Ubicación	27
3.2 Población y Muestra	29
3.2.1 Criterios de Inclusión y exclusión.....	34
3.3 Operacionalización de Variables:.....	37
3.4 Descripción del estudio:	40
3.5 Materiales	40
3.5.1 De campo	40
3.5.2 De laboratorio	41

3.5.3	Oficina	41
3.6	Metodología	42
3.6.1	Realización examen clínico	42
3.6.2	Toma de muestras	42
3.6.3	Pesaje de los animales	45
3.6.4	Aplicación del desparasitante	47
3.6.5	Toma de muestras seriadas	47
3.6.6	Análisis de las muestras	47
3.6.7	Análisis Estadístico	50
Capítulo IV. Resultados y Discusión		50
4.1	Resultados coproparasitarios	52
4.2	Resultados hemogramas	68
4.3	Resultados análisis estadísticos	83
4.4	Discusión	131
Capítulo V. Conclusiones y Recomendaciones		135
5.1	Conclusiones	135
5.2	Recomendaciones	137
REFERENCIAS		139
ANEXOS		144

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Instalación incorrecta	7
Figura 2. Instalación correcta	7
Figura 3. Ciclo evolutivo Strongylus spp.....	18
Figura 4. Ubicación estudio	28
Figura 5. Ubicación Finca Yaruquí	28
Figura 6. Ubicación comuna El Tejar	29
Figura 7. Instalaciones Finca Yaruquí	30
Figura 8. Instrucción para toma muestra de sangre	43
Figura 9. Sitios de extracción de sangre	44
Figura 10. Tabla pesaje	46
Figura 11. Pesaje medida A	46
Figura 12. Pesaje medida B	46
Figura 13. Tabla micro hematocrito.....	48
Figura 14. Tubos de ensayo para McMaster	50
Figura 15. Resultados sistema intensivo muestreo 1	55
Figura 16. Resultados sistema intensivo muestreo 4	56
Figura 17. Resultados sistema intensivo muestreo 5	57
Figura 18. Resultados sistema intensivo muestreo 6	58
Figura 19. Resultados sistema extensivo muestreo 1	59
Figura 20. Resultados sistema extensivo muestreo 4	59
Figura 21. Resultados sistema extensivo muestreo 5	60
Figura 22. Resultados sistema extensivo muestreo 6	61
Figura 23. Promedios muestreos sistema intensivo	62
Figura 24. Promedios muestreos sistema extensivo	62
Figura 25. Promedios muestreos	63
Figura 26. Resultados carga parasitaria muestreo 1	64
Figura 27. Resultados carga parasitaria muestreo 4	64
Figura 28. Resultados carga parasitaria muestreo 5	65
Figura 29. Resultados carga parasitaria muestreo 6	65

Figura 30. Resultados muestreo 1 diferenciado por sistemas.....	66
Figura 31. Resultados muestreo 4 diferencia por sistemas.....	66
Figura 32. Resultados muestreo 5 diferenciado por sistemas.....	67
Figura 33. Resultados muestreo 6 diferenciado por sistemas.....	67
Figura 34. Resultados hematocrito.....	71
Figura 35. Resultados hemoglobina.....	72
Figura 36. Resultados eritrocitos.....	73
Figura 37. Resultados VGM.....	74
Figura 38. Resultados CGMH.....	75
Figura 39. Resultados plaquetas.....	76
Figura 40. Resultados Leucocitos.....	77
Figura 41. Resultados Neutrófilos.....	78
Figura 42. Resultados Linfocitos.....	79
Figura 43. Resultados Monocitos.....	80
Figura 44. Resultados Eosinófilos.....	81
Figura 45. Resultados Basófilos.....	82
Figura 46. Carga parasitaria por muestreo (reinfestación).....	84
Figura 47. T test muestreo 1.....	91
Figura 48. T test muestreo 4.....	92
Figura 49. T test muestreo 5.....	92
Figura 50. T test muestreo 6.....	92
Figura 51. Relación parámetros hematológicos con carga parasitaria del muestreo 1.....	101
Figura 52. Relación parámetros hematológicos con carga parasitaria del muestreo 2 y 3.....	110
Figura 53. Relación parámetros hematológicos con carga parasitaria del muestreo 4.....	115
Figura 54. Relación parámetros hematológicos con carga parasitaria del muestreo 5.....	122

Figura 55. Relación parámetros hematológicos con carga parasitaria del muestreo 6	128
Figura 56. Carga parasitaria Navarro	147
Figura 57. Carga parasitaria Curro	148
Figura 58. Carga parasitaria Jeréz	148
Figura 59. Carga parasitaria Nagasaki	148
Figura 60. Carga parasitaria Junio	149
Figura 61. Carga parasitaria Milo	149
Figura 62. Carga parasitaria Alazán	149
Figura 63. Carga parasitaria Negro 1	150
Figura 64. Carga parasitaria Caluca	150
Figura 65. Carga parasitaria Chiquita	150
Figura 66. Carga parasitaria Tesoro	151
Figura 67. Carga parasitaria Acertijo	151
Figura 68. Carga parasitaria Negro 2	151
Figura 69. Carga parasitaria Castaña	152
Figura 70. Carga parasitaria Mano blanca	152
Figura 71. Carga parasitaria Pinto	152
Figura 72. Carga parasitaria Blanca	153
Figura 73. Carga parasitaria Torda	153
Figura 74. Carga parasitaria Picaflor	153
Figura 75. Carga parasitaria Moro	154
Figura 76. Carga parasitaria sistema intensivo	154
Figura 77. Carga parasitaria sistema extensivo	155
Figura 78. Hematocrito caballos	156
Figura 79. Hemoglobina caballos	157
Figura 80. Eritrocitos caballos	158
Figura 81. VGM caballos	159
Figura 82. CGMH caballos	160
Figura 83. Plaquetas caballos	161

Figura 84. Leucocitos caballos	162
Figura 85. Leucocitos caballos	163
Figura 86. Linfocitos caballos	164
Figura 87. Monocitos caballos	165
Figura 88. Eosinófilos caballos	166
Figura 89. Basófilos caballos	167
Figura 90. Extracción sangre sistema intensivo	168
Figura 91. Extracción sangre sistema intensivo 2	168
Figura 92. Extracción sangre sistema intensivo 3	168
Figura 93. Extracción sangre sistema intensivo 4	169
Figura 94. Extracción heces sistema intensivo	169
Figura 95. Desparasitación sistema intensivo	169
Figura 96. Sistema extensivo instalaciones	170
Figura 97. Sistema extensivo instalaciones 2	170
Figura 98. Extracción sangre sistema extensivo	170
Figura 99. Extracción heces sistema extensivo	171
Figura 100. Desparasitación sistema extensivo	171
Figura 101. Desparasitación sistema extensivo 2	171
<i>Figura 102. Huevos de Strongylus spp. presentes en una de las muestras</i>	<i>172</i>
Figura 103. Huevos Strongylus spp. contables en técnica McMaster	172
Figura 104. Huevo Strongylus spp.	173
Figura 105. Observación de huevos al microscopio	173
Figura 106. Muestra de heces ya preparadas para colocarse en portaobjetos ...	174
Figura 107. Observación huevos de parásitos con técnica McMaster	174
Figura 108. Preparación de muestra de heces	175
Figura 109. Muestras de heces con solución salina saturada	175
Figura 110. Separación de contenidos solidos de líquidos de heces	176
Figura 111. Realización hemogramas	176
Figura 112. Realización hemogramas con maquina Abaxis	177

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Dimensiones de un box	8
Tabla 2. Capacidad aparato digestivo equino	8
Tabla 3. Dimensiones correctas para sistema extensivo.....	11
Tabla 4. Capacidad de ingestión equino	12
Tabla 5. Parásitos gastrointestinales equino	14
Tabla 6. Dosis antiparasitarios y parásito susceptibles	21
Tabla 7. Parámetros hematológicos con relación a la edad y desparasitación	24
Tabla 8. Parámetros hematológicos relacionados con parasitosis	25
Tabla 9. Dimensiones box Finca Yaruquí.....	31
Tabla 10. Check List caballos en sistema intensivo	36
Tabla 11. Check List caballos en sistema extensivo	36
Tabla 12. Operacionalización variables.....	37
Tabla 13. Materiales de campo	40
Tabla 14. Materiales de laboratorio	41
Tabla 15. Materiales de oficina.....	41
Tabla 16. Dosis desparasitante	47
Tabla 17. Fechas muestreos	51
Tabla 18. Nombre de los caballos y número asignado para identificación	51
Tabla 19. Resultados hpg. de McMaster	53
Tabla 20. Resultados parámetros hematológicos de bioquímicas sanguíneas	68
Tabla 22. Anova por muestreo	83
Tabla 23. Anova por sistema de crianza en muestreo 1.....	85
Tabla 24. Anova por sistema crianza en muestreo 2 y 3.....	87
Tabla 25. Anova por sistema de crianza en muestreo 4.....	88
Tabla 26. Anova por sistema de crianza en muestreo 5.....	89
Tabla 27. Anova por sistema de crianza en muestreo 6.....	90
Tabla 28. T test por muestreo	91
Tabla 29. Test normalidad Shapiro Wilk.....	96

Tabla 30. Estadística descriptiva para distribución.....	96
Tabla 31. Correlación muestreo 1	98
Tabla 32. Correlación muestreo 2 y 3	106
Tabla 33. Correlación muestreo 4	112
Tabla 34. Correlación muestreo 5	119
Tabla 35. Correlación muestreo 6	125
Tabla 36. Examen clínico a los equinos en estudio.....	145

Capítulo I. Introducción

Este estudio se realizó para analizar diferentes incógnitas como lo es la presencia de parásitos gastrointestinales en el centro norte de la provincia de Pichincha en donde se encuentra la parroquia de Yaruquí, esta información va a contribuir a que se conozca el estado sanitario de la región, a que se pueda seleccionar productos antiparasitarios específicos para el tipo de parásito encontrado y se conozca las características del mismo como el ciclo evolutivo y así combatirlo. Otra incógnita son las diferencias que puede haber en carga parasitaria, reinfestación y efectividad del desparasitante según el sistema de crianza de los equinos, esto ayudará a realizar un cronograma de desparasitación específico e individual por predio si no existe la posibilidad de realizar un coproparasitario previo y que esta actividad se realice en el tiempo adecuado con el producto indicado para así no crear resistencia y que los animales se encuentren sanos y en condiciones óptimas para su trabajo.

Con relación a los parámetros hematológicos, muchas veces las consecuencias de las parasitosis no son muy visibles ya que se manifiesta más en el rendimiento del animal pero al conocer los parámetros que se afectan con cargas parasitarias altas (mayores a 200 hpg.) se puede ver el efecto de la presencia de parásitos en la salud del animal sin que presente signos clínicos evidentes, esto ayudaría a crear tratamientos por parte de los veterinarios que sean más particulares según el parámetro afectado y que no solo se basen en el uso del desparasitante.

Hablando de las parasitosis gastrointestinales, estas pueden llegar a afectar en los equinos por pérdida de peso y condición corporal ya que son capaces de competir por nutrientes con el hospedero, también disminuyen el consumo de materia seca y la digestibilidad de la fibra afectando el aporte energético del animal. Además de acusar anorexia, retraso del crecimiento, falta de brillo en el pelo, diarrea, cólicos intermitentes, claudicaciones, prurito anal en el caso de

Enterobius vermicularis, ruptura del pelo de la base de la cola y gastritis (Quiroz, 2013)

Existe información sobre la presencia de estos parásitos en equinos del Ecuador en diferentes zonas como la sierra central donde la presencia de *Strongylus spp.* es 38 % (Guerrero Soria, 2006). En cuenca es de 78,57% (Mejía Ochoa, 2013) y en Colombia es de 56,3% para *Strongylidae* (Chaparro Gutiérrez et al., 2018). Es importante saber el tipo de parásito ya que por ejemplo los *Cyathostomidos* son más patógenos, además estos estróngilos pequeños llegan a ser el grupo con la mayor presencia al generar resistencia a un mayor número de desparasitantes a diferencia de los *estróngilos* grandes (Chaparro Gutiérrez et al., 2018).

Se han realizado estudios para demostrar cuál de los dos géneros de parásitos (*Strongylus spp.* o *Cyathostomidos*) es más prevalente y como afectan factores como la edad, el sexo del animal y el método de diagnóstico, este estudio se realizó en el 2007 en Guatemala con la ayuda de 112 asnos, se utilizaron 2 técnicas diagnósticas, la de flotación y la de Hagarua Ueno, las dos con las mismas muestras pero con diferentes resultados la primera con más huevos de *Cyathostomidos* y la segunda con más *Strongylus spp.* también se vio infestación leve, moderada y grave mayormente en machos y en hembras infestaciones potencialmente letales, finalmente la edad en la que más se presentaba parásitos era de 2 a 3 años (Ruíz González, 2007). Esto quiere decir que existen diferentes factores que alteran los resultados de la presencia de estos parásitos como la edad, en esta investigación uno de los criterios de inclusión es que deben ser caballos mayores a 1 año que son inmunocompetentes pero con la información se puede analizar en qué edad las parasitosis son más comunes, con los datos de este estudio también se podrá ver si existen más hembras o machos infectados ya que estos fueron escogidos al azar, pero el factor que más afecta principalmente es la técnica diagnóstica utilizada, la técnica que se va a utilizar en este proyecto

es McMaster ya que es una técnica cuantificable por lo cual los datos son más certeros y existe menos rango de error, además es una técnica sencilla

Con relación a la efectividad de los desparasitantes se han realizado varios estudios, el primero realizado en la sierra del Ecuador (Lasso) para analizar la efectividad entre el mebendazol y pamoato pirantel frente a los nematodos y cestodos pero no se ha encontrado diferencias significativas entre ambos (De Nieukerken Armijos, 2017). Al igual en Venezuela donde se ha probado la efectividad del febantel como desparasitante en 100 equinos y la infestación permanente después de la aplicación del producto fue del 1 % del total de equinos, ambos estudios se llevaron a cabo bajo la técnica de McMaster (Morales, A. Abelardo, 2012)

Otro estudio demostró que la aplicación de pamoato de pirantel redujo el conteo de huevos en un 98 % mientras que el uso de moxidectina redujo la cantidad de huevos en un 100 % por ello la decisión del uso de las avermectinas o lactonas macrocíclicas para este proyecto ya que es específico para los tipos de parásitos que se espera encontrar, este mismo estudio mostró la relación con la expresión sistémica pro inflamatoria del organismo especialmente citoquinas por lo que se demostró que en el grupo de los 21 caballos adultos se presentaban en mayor cantidad citoquinas como IFN- γ y TNF- α (ambas citoquinas), de igual manera existen alteraciones hematológicas como el aumento de la hemoglobina circulante en el sistema sanguíneo por la destrucción de los eritrocitos, anemia en casos severos, glóbulos blancos como leucocitos, linfocitos y eosinófilos disminuidos o aumentados al tratar de combatir la parasitosis (Adams et al., 2015).

Entonces, la investigación tiene como objetivos conocer la presencia de parásitos gastrointestinales en la parroquia de Yaruquí y la carga parasitaria dependiendo del sistema de crianza de los animales que difieren principalmente en factores como instalaciones, alimentación y manejo, averiguar el tiempo que debe pasar para que estos parásitos vuelvan a presentarse de igual manera comparando

ambos sistemas, poner a prueba la efectividad de la ivermectina como desparasitante para los dos grupos de animales y finalmente relacionar los coproparasitarios con las bioquímicas sanguíneas para ver si la carga parasitaria afecta a parámetros hematológicos como hematocrito, hemoglobina, eritrocitos, VGM, CGMH, plaquetas, leucocitos, neutrófilos, linfocitos, monocitos, eosinófilos y basófilos.

1.1 Objetivos

1.1.1 Objetivo General

Analizar dos sistemas de crianza en relación con la carga parasitaria (*Strongylus spp.*) y medir asociación con parámetros hematológicos mediante análisis coprológico con técnica McMaster y hemogramas frecuentes en equinos de la “Finca Yaruquí” y “Comunidad El Tejar” ubicados en la parroquia de Yaruquí.

1.1.2 Objetivo Específico

- Evaluar la carga parasitaria de *Strongylus spp.* con técnica McMaster, de las muestras de heces de equinos en sistema intensivo y extensivo para ver la relación de la carga parasitaria con los sistemas de crianza mediante análisis estadístico.
- Comparar parámetros hematológicos de las biometrías, mediante procedimientos semi automáticos en laboratorio, de los equinos con la carga parasitaria y sistemas de crianza de los mismos para comprobar la relación entre dichos datos con la ayuda de análisis estadístico.

1.2 Hipótesis

- Hipótesis general: Existe diferencias en carga parasitaria de *Strongylus spp.*, tiempo reinfestación y parámetros hematológicos según el sistema de crianza que se aplique en equinos.
- H0: No existe relación entre el sistema de crianza con la carga parasitaria de *Strongylus spp.* , reinfestación y con parámetros hematológicos en equinos.
- H1: Existe relación entre el sistema de crianza con la carga parasitaria de *Strongylus spp.*, reinfestación y con parámetros hematológicos en equinos.

Capítulo II. Marco Teórico

2.1 Sistema de crianza o producción:

2.1.1. Sistema intensivo

➤ Instalaciones:

Las instalaciones para sistema intensivo suelen ser llamadas de varias formas como cuadras, haras, establos, pesebrera y boxes, esto ya que los animales se encuentran en una zona limpia, techada y con paredes, similar a una caja, para que los animales se puedan cubrir si el tiempo es malo y se restrinja su desplazamiento, la distribución debe ser de norte a sur para que los rayos solares lleguen a ambos costados, posee dentro de este un box para comedero, abrevadero, puertas y ventanas para la ventilación ya que se requiere que mucho aire fresco se encuentre en circulación y que las ventanas se protejan con barrotes para que no se dañen con las patadas de los animales y fuera de los boxes, en cuartos aparte, delegar el espacio para el almacenamiento de los alimentos, cuarto de arreos y la oficina (Gordon Watson Mary, 2003).

El más común de todas las cuadras es el de estilo americano el cual posee un pasillo central y que tiene la ventaja de ser más compacto y abrigado, pero existen otros tipos como el que tiene salida al exterior directamente de forma individual, pero sin importar el estilo se debe tener en cuenta el seguir una distribución en las como la siguiente imagen en la cual existen varias salidas en caso de fuego , el conjunto de estiércol el cual es inflamable está alejado y no es visible es decir está alejado (el estiércol debe encontrarse en un lugar próximo para facilitar su manejo pero a una distancia prudente para evitar olores y expuesta al sol) y existen varios puntos de agua (Gordon Watson Mary, 2003)

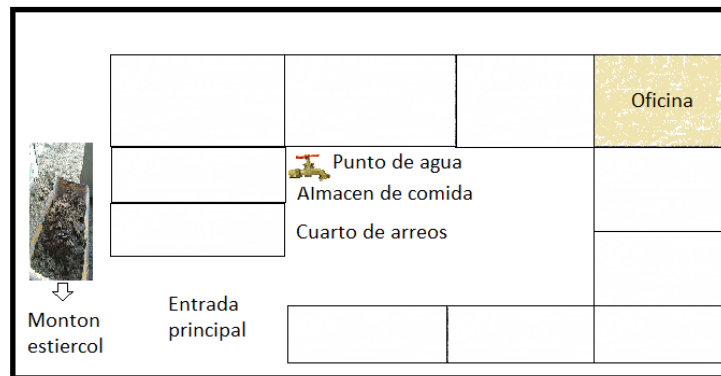


Figura 1. Instalación incorrecta, Adaptado de (Gordon Watson Mary, 2003).

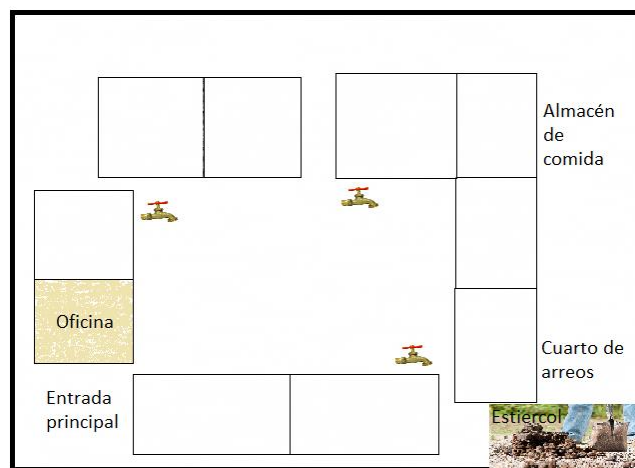


Figura 2. Instalación correcta, Adaptado de (Gordon Watson Mary, 2003)

En referencia a infecciones parasitarias, los equinos estabulados tienen un riesgo mínimo y la fuente de infección podría ser salidas frecuentes que realizan los animales por caminos donde grupos de animales defecan y pueden contaminar dicho camino (Gordon Watson Mary, 2003)

Los equinos pueden estar en confinamiento las 24 horas diarias por lo tanto debe ser un lugar seguro y cómodo y para esto se debe seguir algunas indicaciones:

- Deberá existir suficiente espacio para que el caballo pueda moverse y recostarse sin lastimarse

- No debe existir ningún objeto corto punzante cerca
- Deberán ser alimentados en pocas cantidades varias veces
- Deberán tener siempre a disposición heno y agua
- Si resulta posible los caballos deben salir a pastar y a tomar aire
- El aire debe circular todo el tiempo para evitar enfermedades
- Debe existir un lecho abundante ya sea de papeles, aserrín, viruta, paja o cualquier otro material que sea suave, cálido y permita mantener el piso seco (Gordon Watson Mary, 2003)

Tabla 1. *Dimensiones de un box*

Instalación	Dimensiones
Pasillo(estilo americano)	3m
Box suelo al tejado	5.60m
Box suelo al alero (canal lluvia)	3.60m
Box	3.40 * 4m
Separación entre boxes	2.45m
Puerta box	1.35m de ancho y 2.40m de alto
Longitud ventana	0.60m

Tomado de (Buide, 2003).

➤ Alimentación:

Para conocer los requerimientos nutricionales de los equinos se debe tener en cuenta que el estómago es poco voluminoso y al contrario el intestino es altamente desarrollado, la capacidad relativa del aparato digestivo en el caballo es de:

Tabla 2. *Capacidad aparato digestivo equino*

Estómago	9 %
Intestino delgado	30 %
Ciego	16 %
Colon	45 %
Tiempo de retención	38 h4

Tomado de (Pérez, 1995).

Por lo tanto el vaciado del estómago se realiza rápidamente y es principalmente digestión en fibra, el intestino grueso es muy voluminoso y su tiempo de retención es alto además de que en este tramo del aparato digestivo del equino se realiza procesos de fermentación por lo cual posee gran cantidad de población microbiana que producen ácidos grasos volátiles para luego se conviertan en energía (Barioglio, 2001).

Conociendo el funcionamiento del tracto digestivo del caballo se puede entender que en su dieta siempre debe estar presente y en alta cantidad la fibra, aunque se encuentren en confinamiento, para evitar trastornos digestivos, con un mínimo de 0,4 a 0,5 kg/100 kg de PV pero también es indispensable el balanceado en algunos estados fisiológicos y dependiendo del trabajo del animal, por ejemplo en yeguas gestantes se recomienda una relación de forraje – concentrado de 70:30 y de yeguas en lactancia la relación sería de 40:60, en sistema intensivo suelen estar este tipo de animales los cuales son animales de trabajo y que necesitan de un aporte extra de energía (Pérez, 1995).

También es importante mencionar que los equinos siempre deben tener agua fresca disponible en su pesebrera, la dieta no debe tener polvo ni estar caliente porque puede presentar hongos, la alimentación va a depender del estado fisiológico y del trabajo del equino porque según ello son sus requerimientos de energía pero el grano no debería superar los 3 kilogramos por toma, las sales minerales y premios como panela, melaza, zanahorias, etc. también son un aporte mineral, proteico y energético pero no se debe exceder su utilización, máximo 1kg (Bajón Román Miguel, 2008).

En animales con este tipo de crianza es más factible supervisar la dieta ya que una persona es la encargada de administrársela pero se debe tener en cuenta que los equinos deben ser alimentados mínimo dos veces al día y muy importante supervisar que la dieta supla con los requerimientos del animal, sea de calidad y que se encuentre en perfectas condiciones sanitarias (Pedroso, 1998).

➤ Manejo:

Estas son explotaciones destinadas a la práctica ecuestre, las cuales son intensivas, y en las que se requiere que los caballos se encuentren en estabulación a excepción de los momentos en que se está realizando en si la práctica ecuestre, el fin de estas instalaciones es de instruir tanto al jinete y a su caballo en varias modalidades. Por lo general estos son animales de raza que son utilizados para fines de específicos (Adámez, 2001).

Este tipo de instalaciones por lo general son privadas como centros hípicos clubes de equitación entre otros pero también puede haber unas públicas como en el caso de ejército, Guardia civil o policía. Entre los servicios que pueden prestar estas instalaciones está el pupilaje en los que se encargan de mantener a los caballos cuyos dueños que por falta de infraestructura o falta de tiempo no puedan tenerlo en casa, así que el centro hípico se encarga de alojar al animal, lo alimentan y cuidan y por lo general el dueño solamente va cuando hay que montarlo (Adámez, 2001).

Otro servicio es la doma, en este caso solamente se lleva el caballo a estos centros para que los domen correctamente una persona autorizada y que sepa del tema (Adámez, 2001).

Las clases de equitación en cambio enseña al cliente o dueño del animal la práctica ecuestre incluso suelen haber clases especializadas para niños con animales de baja estatura en estos casos se pueden llevar animales propios o el club puede ofrecer caballo suyos. Finalmente los centros de práctica deportiva, estos son centros poseen la infraestructura necesaria para realizar varias disciplinas deportivas en las que están involucradas los caballos, puede ser salto de obstáculos, doma clásica, concurso completo, ride, enganche, alta escuela,

acoso y derribo, doma vaquera, polo, carrera a galope, carreras de trote, etc. (Adámez, 2001).

2.1.2 Sistema Extensivo

➤ Instalaciones

Los equinos por naturaleza prefieren estar al aire libre pero el mantenimiento del prado es importante ya que si es un solo cercado el pasto se puede agotar, es amargo, el suelo es fangoso y pelado por el pisoteo por lo tanto no se aprovecha el forraje entonces se recomienda que el cercado sea dividido para que el terreno sea pastado y se deje descansar rotatoriamente y se deje un tiempo de descanso para poder fertilizar el prado (Gordon Watson Mary, 2003)

Tabla 3. *Dimensiones correctas para sistema extensivo*

Instalación	Dimensiones
Comedero	10m de largo por 1m ancho
Alambrado	6-7 hilos
Postes	Cada 12 m
Varilla(entre postes)	Cada 6m
Postes	1.50 m de altura
Distancia de cada alambrado	20,30,30,60 cm del suelo
Postes (Kentucky)	Cada 4m
Postes	1.20m de altura
Tablas (2)	Ancho 10 cm y espesor 2cm
Tabla superior	1.20m del suelo
Tabla inferior	70 cm del suelo

Tomado de (Gordon Watson Mary, 2003).

➤ Alimentación:

Un equino requiere de mínimo 0.4 hectáreas aunque idealmente sería 1.2 hectáreas, esto va a depender del aporte nutricional del pasto y de la abundancia

del pasto el cual depende del clima por lo que en verano los animales pueden requerir alimento extra, es importante también siempre tener a disposición agua fresca, el pasto debe ser verde no viejo, preferiblemente los caballos no deben pastar solos, sin plantas venenosas ni cualquier objeto que pueda comer el caballo y con árboles para que pueda existir sombra, es recomendable también retirar si es posible las deposiciones de los animales para que no contaminen la hierba por ejemplo con parásitos y el cercado se debe encontrar en buen estado (Gordon Watson Mary, 2003).

Generalmente el equino debe consumir del 1.5% de su peso en forraje, por ejemplo si pesa 500 kg el forraje a administrarse sería 7,5 kg, este forraje verde es muy digestible y por lo tanto los animales pueden comer en grandes cantidades igualmente un heno de buena calidad es el cual posee abundantes hojas, no tiene malas hierbas, es verde y además es una mezcla forrajera es decir que tiene diferentes tipos de forrajes y así cumpla con los requisitos nutricionales del caballo (Equusline, 2016). Los aportes extras que se pueden ofrecer mayormente, en caballos que no realizan un trabajo fuerte y frecuente, es pienso 1% de p.v al día y en la etapa de crecimiento donde se recomienda administrar balanceado pero aparte de eso es suficiente con el forraje verde de buena calidad que tienen alto aporte proteico como la avena o la alfalfa, y además el forraje verde específicamente las leguminosas poseen vitamina A y calcio en grandes cantidades los cuales son principales elementos nutricionales que pueden estar en déficit en el equino (Bajón Román Miguel, 2008).

Capacidad de ingestión diaria en caballos en kg MS / 100kg peso vivo:

Tabla 4. *Capacidad de ingestión equino*

Potros	Yeguas Gestantes
2-2,5	1,3-2,2
Yeguas	Caballos
1,6-3,0	1,8-2,8

Tomado de (Pérez, 1995).

➤ Manejo:

Para el manejo de los animales del sistema extensivo hace unos años era muy frecuente poseer equinos autóctonos de la zona para ser utilizados en el trabajo de campo, en el transporte o para movilizar elementos pesados actualmente ya no se utiliza este tipo de prácticas habitualmente pero sí existe el uso del caballo para manejar el ganado bovino que también se encuentran en crianza extensiva y también especialmente para el manejo de toros de lidia (Adámez, 2001).

En estos casos los animales se encuentran en pequeñas explotaciones que son particulares ya que las personas que les gusta este tipo de animales tienen un pequeño número de caballos que suele ser uno y que tienen muy poco fin lucrativo. En cuestión de las razas por lo general suelen ser animales que no tienen pedigrí y también suelen ser animales pura sangre, esto va a depender del dueño, los caballos suelen estar en el prado con pasto disponible todo el tiempo y con muy pocas instalaciones solamente para el almacenamiento de los alimentos, el bebedero y por lo general en sí la casa de la persona que maneja los animales (Adámez, 2001).

Este tipo de explotaciones tienen diferentes fines como son la cría o reproducción, la monta u otras actividades que suelen involucrar la participación de estos animales como lo son los paseos en carruajes, el turismo, rejoneo, espectáculos de ecuestres, concursos morfológicos, exhibiciones hípicas, competencias deportivas, etcétera (Adámez, 2001).

2.2 Agente etiológico

2.2.1 Tipos de parásitos

El intestino en los equinos, especialmente el grueso, es el órgano más predilecto para parásitos tanto en cantidad como variedad esto se debe a que en este lugar se realiza fermentaciones para descomponer celulosa obtenida del forraje, los

parásitos que se pueden encontrar comúnmente son nematodos como *Strongylus spp.* y *Trichostrongylus spp.* En primer lugar, cestodos como *Anaplocephala spp.* E incluso larvas de moscas como los *Gasterophilus spp.* (Aránzazu Mañes Meana, 2010)

Estos parásitos se localizan en diferentes órganos:

Tabla 5. *Parásitos gastrointestinales equino*

Estómago	Intestino delgado
<i>Gasterophilus spp.</i>	<i>Gasterophilus spp.</i>
<i>Habronema spp.</i>	<i>Parascaris spp.</i>
<i>Trichostrongylus spp.</i>	<i>Strongyloides spp.</i>
	<i>Anaplocephala magna spp.</i>
Ciego y colon	Recto
<i>Anaplocephala perfoliata spp.</i>	<i>Gasterophilus spp.</i>
<i>Subf. Cyathostominae spp.</i>	
<i>Subf. Strongylinae spp.</i>	
<i>Enterobious Vermicularis</i>	

Tomado de (Aránzazu Mañes Meana, 2010).

2.2.1.1 Strongylus

Como se mencionó anteriormente los principales son nematodos en especial los *STRONGYLUS SPP.* ya que es propio de clima templado (9-38°C) que favorece el ciclo exógeno (en verano las larvas evolucionan más rápido ya que a 35°C necesitan 3-4 días para que aparezcan las larvas infectantes), pero este se subdivide en diferentes especies:

Strongylus spp. Especie migratoria: Requieren irrumpir el organismo invadiéndolo antes para así alcanzar su madurez sexual y llegar a completar el ciclo evolutivo,

realizan migraciones intraorgánicas (6 – 12 meses) para madurar, se reproducen por partenogénesis y se dividen en:

Strongylus vulgaris: Es la especie más patológica ya que invade las arterias digestivas (principalmente arterias mesentéricas) ya que requiere de su maduración allí y porque es hematófaga, causa cólicos, se encuentra en la mucosa del intestino grueso y debido a la migración intraorgánica causa endoarteritis y tromboembolias, forman quistes cuando las larvas están en desarrollo en la mucosa y submucosa del ciego y colon y esta población suele ser mayor que la de adultos ya desarrollados, la maduración de las larvas (L5) es de 4 meses en la luz de las arterias, en trombos, para llegar a su otra muda que es en la luz intestinal (L6). Se debe recordar que el clima influye en cada una de las fases por ejemplo la desecación (clima seco) es letal para huevos sin desarrollar, el mayor número de larvas en pasto se da en invierno ya que a temperaturas bajas el desarrollo es más lento pero la supervivencia es mayor (Aránzazu Mañes Meana, 2010).

Strongylus westeri: Puede ser zoonótico y causar lesiones cutáneas (hipersensibilización) a los humanos, afecta principalmente a potros y causa alteraciones intestinales como diarrea, y esto conlleva a malestar general, apatía, cólicos, fiebre moderada, tendencia al decúbito, menor crecimiento y hasta la muerte en potros que se niegan a mamar, la principal forma de contagio es la lactogénica pero también como la mayoría de parásitos por pasto contaminado, donde las larvas atraviesan la mucosa oral y esofágica llegando al intestino, y también existe la infección cutánea, donde las larvas penetran los capilares llegando a sangre para después llegar a los alveolos pulmonares y ascendidos por tráquea llegar a ser deglutidas y así llegar al intestino, son parásitos que se encuentran en la mucosa del intestino delgado, tiene 3 fases larvianas donde la L3 es la infectante, están más relacionadas a animales estabulados en condiciones de mala higiene. Otras manifestaciones clínicas son inflamación de la mucosa intestinal, atrofia de las vellosidades, disminución de la capacidad absorbente de la mucosa para agua

y nutrientes por lo que el equino puede presentar polidipsia y las heces son más líquidas. Valores superiores a 5000 hpg. y diarrea coinciden con esta parasitosis (Aránzazu Mañes Meana, 2010).

Strongylus edentatus: Requiere madurar en el hígado al cual llega por sistema porta por lo que causa hepatitis que tiende a calcificarse, suele realizar lesiones hemorrágicas y sinuosos en tejido adiposo del lado derecho del abdomen esto ya que rompen los capilares y arteriolas del hígado, estas larvas regresan a intestino grueso por el ligamento hepático y crean nódulos. Su periodo de prepatencia es de 10-12 meses (Aránzazu Mañes Meana, 2010).

Strongylus equinus: Después de una muda en el intestino grueso, va al hígado causando hemorragias en el parénquima incluso peores que las de *S. edentatus* y luego se dirige al páncreas ocasionando la atrofia de las células secretoras disminuyendo la secreción del jugo pancreático, además puede existir migración no tan común a diafragma, pulmón, cordones espermáticos y testículos en los cuales se forman granulomas eosinofílicos y afectan la funcionalidad del órgano. El periodo de prepatencia de esta especie de parásito consta de 8 a 9 meses (Aránzazu Mañes Meana, 2010).

Es importante mencionar que todos los *Strongylus* por su ciclo endógeno requiere de un año en desarrollarse por lo tanto no se detecta en animales menores a esta edad.

Características morfológicas Strongylus migratorios:

- Son huevos ovoides embrionados (*S.westeri*)
 - Lar larvas poseen un tamaño mayor a 2 cm
 - Lar larvas enquistadas miden 1 a 5 mm (*S.vulgaris*)
 - En las arterias las larvas miden más de 2 cm (*S.vulgaris*)
 - La larva tiene una medición de 10 a 20 milímetros de longitud y 1.5mm de diámetro (*S.vulgaris*)

- La capsula bucal de la larva no es regular sino elíptica con dos dientes en su base (*S.vulgaris*)
- La larva tiene una medición de 35 a 40 milímetros de longitud (*S.equinus* y *vulgaris*)
- La capsula bucal de la larva es muy desarrollada con 4 dientes (*S.equinus*)
- La larva mide de 25 a 30 mm de longitud y su capsula bucal no presenta dientes (*S.edentatus*)
- Los nódulos que forma miden entre 8-12 cm (*S.edentatus*)
- *Strongylus* pueden poner hasta 5000 huevos/hembra/día (Aránzazu Mañes Meana, 2010).

Strongylus spp. Especie no migratoria: Invaden mucosa intestinal directamente por lo que requieren menor tiempo de desarrollo (ciclo biológico directo), pertenecen a la familia *Cyathostominae*, las larvas en estadio L3 son las infectante, las larvas en estadio L4 se enquistan, inhiben su desarrollo larvario en su beneficio (hipobiosis), su desarrollo larvario se desarrolla entre 5-10 semanas pero pueden permanecer como quistes por meses incluso años, causan enteritis

Características morfológicas *Strongylus* spp. no migratorios:

- Las larvas recién ingeridas miden menos de un milímetro
- Las larvas adultas miden menos de 1.5 cm
- Poseen capsula bucal desarrollada más corta y cilíndrica a diferencia de los migratorios
- Cabe recalcar que la identificación específica de las especies no migratorias no tiene importancia patológica pero en un 80-90% de la población es de *C.goldi*.
- Pueden poner de 100 a 200 huevos/día (Aránzazu Mañes Meana, 2010).

2.2.1.2 Ciclo evolutivo Strongylus

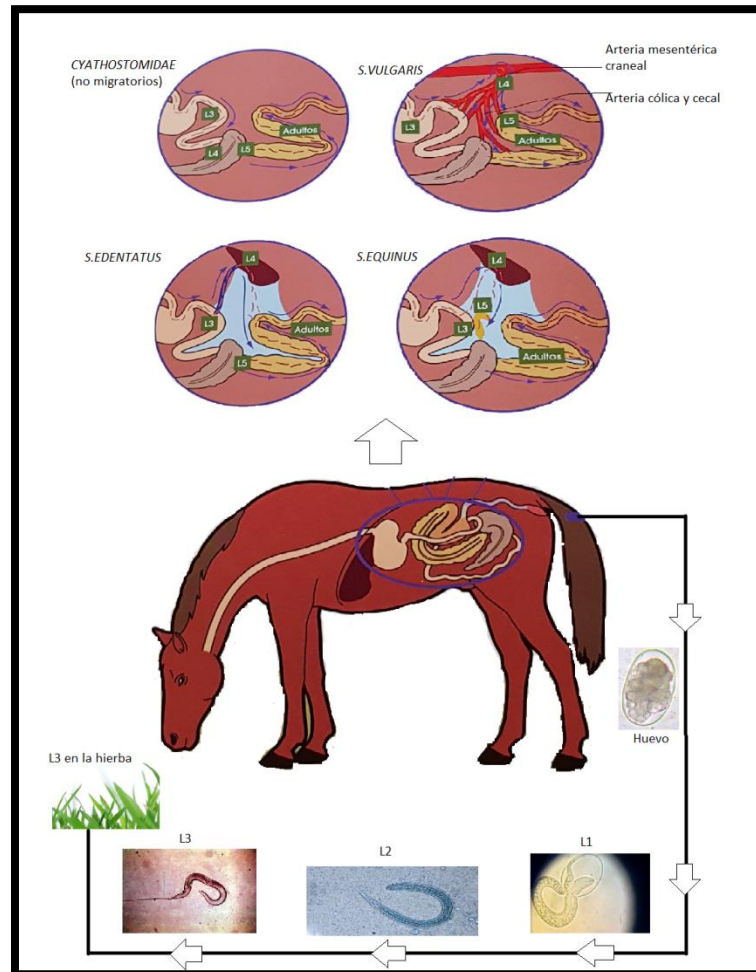


Figura 3. Ciclo evolutivo Strongylus spp., Adaptado de (Aránzazu Mañes Meana, 2010).

2.2.1 Técnicas Diagnósticas

2.2.1.2 Coprocultivo:

Las larvas en estadio 3 se obtienen cultivando los parásitos a temperatura de 25°C y alta humedad en una incubadora después de 1-2 semanas. Las larvas pueden recuperarse sencillamente rellenando de agua el recipiente y volteándolos sobre una tapadera de mayor tamaño, las larvas migran al agua y podrán recogerse del

líquido que sobresale, esta técnica ayuda a conocer la especie de estrongiliado y a ver las características morfológicas de las larvas (Aránzazu Mañes Meana, 2010)

2.2.1.3 Técnica de flotación para parásitos:

Dicha técnica se utiliza comúnmente para la detección de protozoarios y nematodos y se basa en la comparación de pesos del líquido que se utiliza para la dilución y de los huevecillos que tendría la muestra. La solución debería tener una densidad mayor a 1.200 ya que los huevecillos poseen densidades entre 1.050 y 1.150.

Los pasos a seguir son los siguientes:

- Se coloca 3 - 4 gramos de heces en un vaso plástico
- Colocar agua en el vaso y mezclar con las heces para que se disuelva y se pueda observar una dilución homogénea
- Verter el contenido a otro vaso plástico, pasándolo por alguna herramienta que sirva como cernidero como lo son mallas o gasas
- El líquido resultante se coloca dentro del tubo de ensayo y se enrasar con la ayuda de otro tubo vacío colocándolos frente a frente para dirigirlos a la centrífuga
- Centrifugar por 3 minutos a 2500 rpm
- Con la ayuda de una pipeta extraer el líquido del sedimento
- Colocar el líquido en un tubo de ensayo con solución saturada de NaCl
- Centrifugar por 3 minutos a 2500 rpm
- Con una pipeta o capilar colocar el sobrenadante sobre un portaobjetos y cubrirlo con un cubreobjetos
- Observar al microscopio la presencia de qué tipo de parásitos y cuántos se encuentra por campo visual (Montalvo, 2019) (Autor, 2019).

2.2.1.4 Técnica de McMaster para cuantificación de parásitos:

Esta técnica es utilizada para contabilizar los ooquistes de protozoarios y huevos de helmintos que se puedan encontrar en una muestra fecal. Es un método bastante común y usa cámaras con conteo para que se observen en el microscopio un volumen con suspensión fecal de (2 x 0.15 mL). Esta prueba indica, al ser cuantitativa, los números de huevos por gramo de heces. Los pasos a seguir son los siguientes:

- Colocar en un tubo McMaster solución saturada glucosada hasta llegar a la primera línea.
- Añadir la muestra con heces para llegar hasta la segunda línea del tubo anteriormente mencionado
- Luego añadir solución saturada hasta llegar a la tercera línea perteneciente al tubo, se cierra y agita para lograr una solución homogenizada completo
- Utilizar la ayuda de un filtro que puede ser una gasa
- Se requiere obtener el líquido existente en la gasa , esto con la ayuda de un gotero para después colocarlo en la cámara McMaster cuidando que no se formen burbujas
- Poner la cámara de McMaster en el microscopio para enfocar con el objetivo débil (10x) las cuadrículas.
- Interpretar los resultados enfocando con ángulo superior ubicado a la derecha del cuadro y así ir subiendo y bajando entre cada uno de los carriles hasta que el recorrido se complete en las 6 divisiones que pertenece a la primera cámara, se registra cuantos ooquistes se observan, quistes de parásitos como protozoos y otros huevos como de helmintos

- Se realiza exactamente el mismo proceso con la otra cámara y cuando ya se termina el conteo, se suma el total de ooquistes, quiste y huevos hallados en las dos cámaras.
- Se multiplica por 100 y se divide entre dos (Montalvo, 2019) (Autor, 2019).

2.2.2 Tipos de antiparasitarios

Tabla 6. *Dosis antiparasitarios y parásito susceptibles*

Fármaco	Dosis	Parásitos en los que actúa
Ivermectina	0,2 mg/kg V.O	<i>Parascaris spp.</i> <i>Strongylus spp.</i> Cyathostominae <i>Oxyuridae</i> <i>Tridontophorus spp.</i> <i>Trichostrongylus spp.</i> <i>Onchocerca spp.</i> <i>Habronema spp.</i> <i>Draschia spp.</i> <i>Dictyocaulus spp.</i> <i>Gasterophilus spp.</i>
Ivermectina y praziquantel	0,2 mg/kg y 1 mg/kg de ivermectina y praziquantel respectivamente V.O	<i>Parascaris spp.</i> <i>Strongylus spp.</i> Cyathostominae <i>Oxyuridae</i> <i>Tridontophorus spp.</i> <i>Trichostrongylus spp.</i> <i>Onchocerca spp.</i> <i>Habronema spp.</i> <i>Draschia spp.</i> <i>Dictyocaulus spp.</i> <i>Anoplocephalidos spp.</i> <i>Gasterophilus spp.</i>
Moxidectina	0,4 mg/kg V.O	<i>Parascaris spp.</i> <i>Strongylus spp.</i> Cyathostominae

		<i>Oxyuridae</i> <i>Tridontophorus spp.</i> <i>Trichostrongylus spp.</i> <i>Habronema spp.</i> <i>Gasterophilus spp.</i>
Moxidectina y praziquantel	0,4 mg/kg y 2,5 mg/kg de moxidectina y praziquantel respectivamente V.O	<i>Parascaris spp.</i> <i>Strongylus spp.</i> <i>Cyathostominae</i> <i>Oxyuridae</i> <i>Tridontophorus spp.</i> <i>Trichostrongylus spp.</i> <i>Habronema spp.</i> <i>Anoplocephalidos spp.</i> <i>Gasterophilus spp.</i>
Fenbendazol	5 mg/kg V.O	<i>Parascaris spp.</i> <i>Strongylus spp.</i> <i>Cyathostominae</i> <i>Oxyuridae</i>
Oxibendazol	10 mg/kg V.O	<i>Parascaris spp.</i> <i>Strongylus spp.</i> <i>Cyathostominae</i> <i>Oxyuridae</i> <i>Tridontophorus spp.</i> <i>Para tratar</i> <i>Strongyloides se debe</i> <i>usar 15 mg/kg</i> <i>aplicación v.o</i>
Piperazina	110 mg/kg aplicación V.O	<i>Parascaris spp.</i> <i>Strongylus spp.</i> <i>Cyathostominae</i> <i>Oxyuridae</i>
Pamoato de pirantel	6,6 mg/kg V.O	<i>Parascaris spp.</i> <i>Strongylus spp.</i> <i>Cyathostominae</i> <i>Oxyuridae</i> <i>Para mayor eficacia</i> <i>usar Tartrato de Pirantel</i> <i>(2,64</i> <i>miligramos/kilogramo</i> <i>diario y puesto junto con</i>

		el alimento)
Tetraclorvinfós	1,54 miligramos/kilogramos en forma continuada puesta junto el pienso	Usar sólo para moscas (parásitos externos)
Ciromazina	300 mg/animal/día V.O	Usar sólo para moscas (parásitos externos)
Diflubenzuron	0,15 mg/kg/día V.O	Usar sólo para moscas (parásitos externos)
Nitazoxanida	25 mg/kg/5 días	EPM (Mieloencefalitis equina por protozoos)
Ponazuril	5 o 10 mg/kg/28 días V.O.	EPM (Mieloencefalitis equina por protozoos)
Sulfadiazina y pirimetamina	20 mg/kg sulfa y 1mg/kg pirimetamina V.O por 90 a 270 días	EPM (Mieloencefalitis equina por protozoos)

Tomado de (Bowman, 2011).

2.2.3 Consideraciones Antiparasitarios

En los animales más jóvenes después de un tratamiento antihelmíntico es menos el tiempo para la reaparición de los huevecillos y llegan a excretar más huevecillos que los animales que ya son adultos, entonces los animales que poseen mayor edad tienen mayor resistencia y eliminan en menor cantidad huevos, además el periodo de reaparición de los huevos luego de un proceso de desparasitación es mayor (Aránzazu Mañes Meana, 2010).

Los factores de riesgo más comunes que aumentan o disminuyen la posibilidad de parasitosis es la edad y el manejo especialmente la nutrición, en el caso de la edad los caballos adultos son menos susceptibles porque tienen mejor memoria inmunitaria por citoquinas como interferón γ , interleuquina 6, factor de necrosis tumoral, y hemoglobina, amiloide A, los potros por lo contrario con parasitación

severa de *Strongylus spp.* puede morir de 5 a 9 días, estos son más susceptibles también ya que por lo general los adultos tienen repetidas infestaciones que pueden llevar a algún grado de inmunidad al aumentar la inmunoglobulina T y con ella la beta globulina aumentando las proteínas séricas, esto se confirma con parámetros hematológicos como los siguientes (Prado Silva et al., 2016):

Tabla 7. *Parámetros hematológicos con relación a la edad y desparasitación*

Adultos desparasitados(moxidectina)	Parámetros	Edad media desparasitados (moxidectina)	Parámetros
Glóbulos blancos	6.700	Glóbulos blancos	6.900
Eosinófilos	2.667	Eosinófilos	2.429
Neutrófilos	54.500	Neutrófilos	47.000
AST	276.500	AST	247.750
Hemoglobina	13.675	Hemoglobina	12.713
Volumen corpuscular medio	39.512	Volumen corpuscular medio	36.437
Proteínas totales	6.613	Proteínas totales	6.688
Albúmina	3.300	Albúmina	3.463

Tomado de (Prado Silva et al., 2016).

El AST, neutrófilos, hemoglobina, volumen corpuscular medio, tienen más diferencia por su aumento en los adultos (Prado Silva et al., 2016).

Referente a la nutrición, esta va a contribuir a una mejor condición corporal y podrá soportar de mejor manera una infestación y una buena nutrición también

ayuda a una mejor respuesta inmune por parte del organismo (Prado Silva et al., 2016).

En el caso de la resistencia para evitarla se debe alternar el uso de los desparasitantes y utilizar así cuatro principios activos diferentes o más por año, también es importante no sobre dosificar si se calcula mal el peso del animal o solo viéndolo se hace un aproximado y finalmente realizar un coproparasitario al menos 2 veces al año (Prado Silva et al., 2016).

2.2.4 Relación parámetros hematológicos con los parásitos

Los animales comúnmente crean una inmunidad adquirida y los mecanismos inmunológicos a infecciones digestivas se asocian a la producción de citosinas por la subpoblación Th2 de linfocitos T, además por la respuesta de hipersensibilidad e inmunidad estas parasitosis pueden causar aumento de eosinófilo, mastocitos e IgE, específicamente en infección con *S. vulgaris* existen niveles superiores de células Th2 las cuales son productoras de citosinas y eosinófilos (Adams et al., 2015).

Los cambios hematológicos más notorios o significantes son la hemoglobina que se reduce con la desparasitación, al igual que los leucocitos, linfocitos y eosinófilos.

Tabla 8. *Parámetros hematológicos relacionados con parasitosis*

Parámetros	Animales Parasitados	Animales Desparasitados
% HCT	34,4	34,3
HGB (g/dL)	13,3	12,6

Leucocitos (uL)	9.525	11.470
Linfocitos (uL)	5.905,5	7.570,2
Eosinófilos (uL)	666,8	917,6
Monocitos (uL)	666,8	619,4

Tomado de (Adams et al., 2015).

Capítulo III. Metodología

3.1 Ubicación

Los equinos que se encuentran en sistema intensivo como los que son de crianza extensiva se ubican en el barrio San Carlos, parroquia Yaruquí perteneciente al cantón Quito que se encuentra en Pichincha en sentido Nor - Oriente de la ciudad de Quito a 32 Km, en Ecuador.

La parroquia posee una latitud de -0.166667, longitud de -78.3167 y altitud de 2.527 m.s.n.m. El promedio de la temperatura varía entre 12°C a 28°C, la precipitación anual media es de 0,4mm³ a 29,4 mm³ y la humedad relativa es de 86,1%. El suelo es comúnmente llamado cangagua, es compacto, de un material color crema-amarillento o tendiendo a ser color café oscuro, de aspecto tipo granulometría fina a un poco gruesa, por lo tanto tiene apariencia variante, que puede ser arena o hasta arcilla, pero predominando la mezcla de arena, limo y arcilla con un aspecto tobáceo y de espesor variable, que puede ser centimétrico o hasta potentes bancos entre 20 y 25 m (Medios, 2015).

Limita en el Norte con Checa, sur con la parroquia de Tababela y Pifo, Este con la cordillera central en Napo, Oeste con la parroquia de Tababela y Guayllabamba (Medios, 2015).

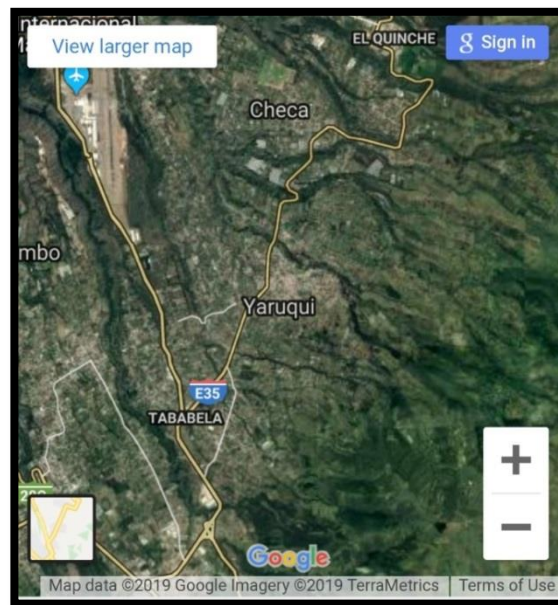


Figura 4. Ubicación estudio, Tomado de (Google maps, 2019).

Los dos grupos de equinos se encuentran en la misma parroquia, la Finca Yaruquí en el centro de Yaruquí con una latitud de -0.16267 y una longitud de -78.31745 y su dirección es en la Avenida Interoceánica Km 31 y Calle El gavilán (cerca de la línea férrea).

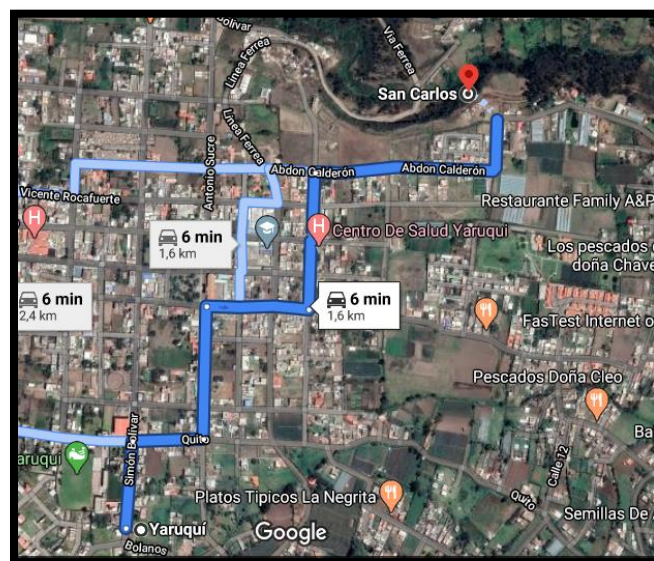


Figura 5. Ubicación Finca Yaruquí, Tomado de (Google maps, 2019).

Y la comuna El Tejar se encuentra en la parte alta de Yaruquí y es uno de los 22 barrios que se encuentran en la parroquia, tiene una latitud de -0.165319 y una longitud de -78.327033 y su dirección es calle principal E35 y calle El Gavilán (al terminar la calle se encuentra el ingreso a la gruta del niño, el cual es un atractivo altamente reconocido, que pertenece a este barrio).

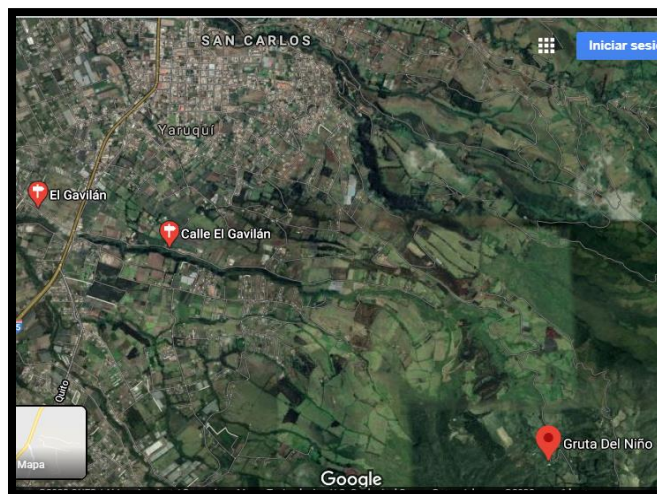


Figura 6. Ubicación comuna El Tejar, Tomado de (Google maps, 2019).

3.2 Población y Muestra

➤ Población Finca Yaruquí:

Sistema intensivo

La población es de 15 equinos pertenecientes a la Finca Yaruquí los cuales se encuentre en aparentemente buen estado de salud.

De los cuales 12 son machos:

- Navarro con 8 años, cruza lusitano, tordo.
- Curro con 14 años, cruza lusitano, castaño.
- Adivino con 8 años, cruza lusitano, alazán.
- Ratón 10 con años, cruza lusitano, moro.
- Torero 8 con años, cruza lusitano, castaño.
- Jeréz 7 con años, cruza lusitano, castaño oscuro.

- Gallo 10 con años, cruza lusitano, castaño.
- Nagasaki con 2 años, lusitano puro, bayo.
- Quiteño con 10 años, cruza lusitano, tordo.
- Jiménez con 2 años, lusitano puro, negro.
- Milo con 13 años, criollo, castaño claro.
- Capataz con 9 años, pura raza español, castaño.

Y 3 son hembras:

- Cantinera con 3 años, cruza lusitana, castaña.
- Junio con 5 años, lusitana pura, torda.
- Califa con 5 años, cruza de español, castaña.

➤ Ubicación instalaciones actualmente en la Finca Yaruquí:

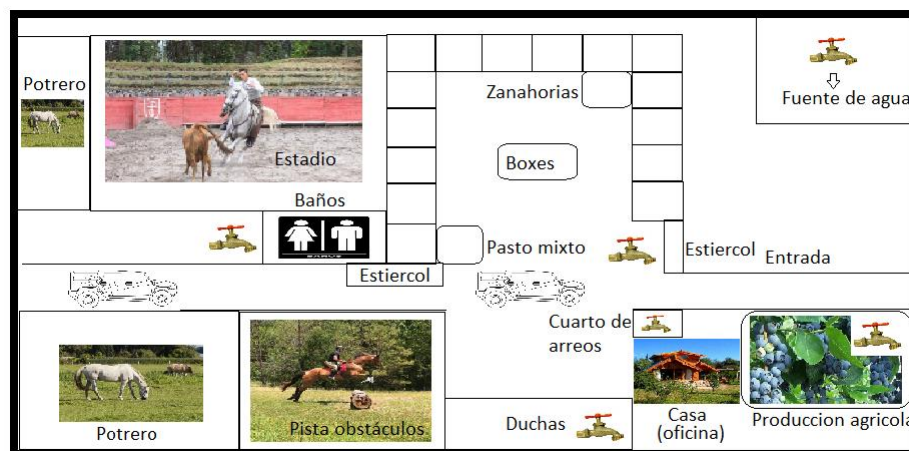


Figura 7. Instalaciones Finca Yaruquí.

Las instalaciones actualmente cumplen con la mayoría de requisitos como lo es boxes techados, limpios, abrevadero, zona para la comida, ventanas y puertas amplias para una buena ventilación, la disposición de las instalaciones es buena, los animales siempre se encuentran con viruta y con respecto las dimensiones mencionadas anteriormente no se cumple con exactitud pero son medidas similares que asegura que los equinos tengan el espacio suficiente y no exista

ningún riesgo para los animales, a excepción de la separación entre boxes que tiene una medida muy baja así que cada box se encuentra muy cerca uno del otro:

Tabla 9. *Dimensiones box Finca Yaruquí.*

Instalación	Dimensiones
Box suelo al tejado	5,00m
Box suelo al alero (canal lluvia)	3.50m
Box	3 * 4m
Separación entre boxes	60 cm
Puerta box	1.20m de ancho y 2,80m de alto (puerta abajo= 1,25 y puerta arriba= 1,55)
Longitud ventana	80 cm

➤ Alimentación Finca Yaruquí:

La alimentación de los animales en la Finca Yaruquí es a base de pasto de corte de kikuyo y avena (si es escasa, se les ofrece avena en grano), aproximadamente 30 manojos, y caña de maíz, aproximadamente 12 cañas, como suplemento afrechillo 1 libra, zanahoria y sales minerales, esto 3 veces al día y a los animales para trabajo de alta escuela y rejoneo que tienen show se les ofrece como balanceado Derby de mantenimiento 10 scoops o 100 gramos una vez al día por lo cual son animales con condición corporal buena y que cumplen con la administración de fibra que es indispensable para un equino, además de no sobre administrar balanceado.

➤ Manejo Finca Yaruquí:

La Finca Yaruquí es privada, son animales utilizados para rejoneo y alta escuela dependiendo de las habilidades y de la raza de cada uno de los caballos ya que los lusitanos tienen un mejor temperamento para el rejoneo (la finca posee raza lusitana en un 66% es decir 10 caballos y el resto de animales son RPE), la mayoría del tiempo pasan en sus boxes, solamente los caballos se dirigen afuera

cuando tienen presentaciones, cuando van al estadio o cuando practican que utilizan un corralón cerca a las pesebreras, existen 3 personas a cargo de todos los animales, las pesebreras poseen viruta la cual se limpia diariamente 2 veces, bebederos (agua potable) y comederos, no poseen un cronograma de vacunación ni desparasitación sin embargo todos los animales se encuentran vacunados contra anemia hace 6 meses (Julio 11 del 2019) y se desparasita cada 4 meses sin coproparasitario ni ningún análisis previo.

➤ Población Comunidad El Tejar

Sistema extensivo

La población es de 14 equinos criados en sistema extensivo pertenecientes a la comunidad El Tejar y que se encuentran aparentemente en buen estado de salud.

De los cuales 6 son hembras:

- Caluca con 18 años, criolla, castaño oscuro.
- Chiquita con 8 años, criolla, castaña.
- Castaña con 12 años, criolla, castaña.
- Mano Blanca con 2 años, criolla, alazán.
- Blanca con 15 años, criolla, rosillo blanco.
- Torda con 3 años, criolla, torda.

Y 8 son machos:

- Alazán 10 años, criollo, alazán.
- Negro 1 10 años, criollo, negro.
- Tesoro 5 años, criollo, castaño.
- Acertijo 3 años, criollo, castaño obscuro.
- Negro 2 9 años, criollo, negro.
- Pinto 10 años, criollo, pinto.
- Picaflor 5 años, criollo, rosillo moro.

- Moro 8 años, criollo, tordo.

Los dos grupos de animales se ubicaran en la misma zona geográfica para evitar factores externos que influyan en el estudio.

➤ Instalaciones comuna El Tejar:

El terreno consta de 9 hectáreas aproximadamente en las cuales 2 de ellas son designadas para bosque e infraestructura de la casa, 3 hectáreas para producción de leche con bovinos y 4 hectáreas para el mantenimiento de los equinos lo cual es menor a la cantidad mínima de hectáreas que se debe tener, la cual sería de $0,4 \text{ hectáreas} * 14 \text{ equinos} = 5,6 \text{ hectáreas}$ sin embargo los animales se encuentran con condición corporal normal. No se recogen las heces de los animales constantemente sino solamente cuando se va a fertilizar y por lo tanto cambiar de potrero lo cual es cada 3- 4 meses, el cercado es con alambre y consta de 4 filas divididas cada una con unos 80 centímetros dando un total de alto del alambrado de 3,20 m y se encuentra en buen estado, finalmente no posee postes como tal solamente arboles de diferente tamaño que ayudan a sostener el alambrado.

➤ Alimentación Comuna El Tejar:

En la comuna el Tejar si realizan rotación del potrero para su fertilización así que dividen al terreno en dos partes similares para que cuando se acabe el forraje del uno puedan los animales pastar en la siguiente mitad del terreno.

Ya que en la zona donde se encuentra la comuna, es muy cercana al paramo y existen varias fuentes de agua no les hace falta agua para sus equinos la cual se coloca en bebederos y se cambia una vez al día generalmente, ellos mismos realizan el tratamiento para que dicha agua sea potable sin embargo el riego del prado lo realizan con agua de la acequia.

La alimentación de estos animales es a base de kikuyo 10%, ray grass 50%, alfalfa 20% y maleza 20%, no se les administra balanceado y se les ofrece una vez al día panela aproximadamente 5 libras y sales minerales aproximadamente 1 kilogramo

Son animales utilizados para trabajo en campo como transporte y para paseos del chagra.

➤ Manejo Comuna El Tejar:

Los animales de esta comunidad, son animales destinados para paseos de chagra, espectáculos y movilización, no han sido desparasitados, en el caso de la vacunación algunos dueños mencionaron haber vacunado a sus animales y otros no, solo una persona es la encargada del manejo de los animales, no se limpian las heces frecuentemente y el riego del pasto es de sequía.

Esta comunidad al tener varias personas que poseían caballos, se unieron para el mantenimiento de todos ellos en un solo lugar y los animales salen fuera de su potrero dependiendo de las necesidades de los dueños.

➤ Muestra:

3.2.1 Criterios de Inclusión y exclusión

Criterios de inclusión:

- Equinos que se encuentren en la parroquia de Yaruquí.
- Dos grupos de equinos que tengan diferente forma de crianza (intensiva y extensiva).
- Equinos aparentemente sanos con buena condición corporal.
- Grupos de equinos mayores a 10 animales.
- Equinos que tengan la supervisión frecuente de trabajadores para poder obtener información.

- En sistema intensivo equinos con cronograma de desparasitación al contrario del sistema extensivo.
- En sistema intensivo equinos que no hayan sido desparasitados en 3 meses o más.
- Cada grupo de equino tienen que tener las mismas condiciones de crianza, descritas anteriormente, para todos los ejemplares.

Criterios de exclusión:

- Equinos que no pasaron el examen clínico (Véase anexo 1)
- Equinos menores a un año de edad.
- Equinos que no se encuentren parasitados.
- Equinos que tengan enfermedades y/o tratamientos médicos.
- Yeguas preñadas o con crías.

Check List realizado a los animales en estudio:

Criterios:

1. Cumplir con el examen clínico.
2. No presente signología.
3. Se encuentre parasitado.
4. No se encuentre en tratamiento médico.
5. Sea mayor a un año de edad.
6. No presente enfermedades.
7. No se encuentre con crías.
8. Que tenga buena condición corporal.
9. El trabajo del equino se haya realizado mínimo hace dos horas.
10. Alimentación hace mínimo dos horas.
11. No hayan salido a potrero (solo califica para sistema intensivo).

Sistema intensivo:

Tabla 10. *Check List caballos en sistema intensivo.*

Nombres caballos	Criterios no aprobados	Caballos incluidos en el estudio
Cantinera	1,3	-
Navarro	Ninguno	✓
Curro	Ninguno	✓
Adivino	1,4,3	-
Ratón	3	-
Torero	3	-
Jerez	Ninguno	✓
Gallo	3	-
Nagasaki	Ninguno	✓
Quiteño	3	-
Jiménez	1,2,3,4	-
Junio	Ninguno	✓
Milo	Ninguno	✓
Capataz	1,3	-
Califa	3	-

Sistema extensivo:Tabla 11. *Check List caballos en sistema extensivo.*

Nombres caballos	Criterios no aprobados	Cumple o no
Alazán	Ninguno	✓
Negro 1	Ninguno	✓
Caluca	Ninguno	✓
Chiquita	Ninguno	✓
Tesoro	Ninguno	✓

Acertijo	Ninguno	✓
Negro 2	Ninguno	✓
Castaña	Ninguno	✓
Mano blanca	Ninguno	✓
Pinto	Ninguno	✓
Blanca	Ninguno	✓
Torda	Ninguno	✓
Picaflor	Ninguno	✓
Moro	Ninguno	✓

Entonces la muestra ha sido escogida bajo criterios de inclusión y exclusión

- Finca Yaruquí: 6 equinos
- Comunidad San Carlos: 14 equinos
- Total :20 equinos

3.3 Operacionalización de Variables:

Tabla 12. Operacionalización variables

VARIABLES	Tipo de variable	Definición	Indicador	Unidad de medida	Ítem	Instrumento
Edad	Independiente Cuantitativa discontinua Numérica	Edad en números de años	Registro / Análisis dentario	años		Visualización directa
Carga parasitaria	Independiente Cuantitativa discontinua Numérica	Cantidad de parásitos en cada muestra	Análisis técnica McMaster	Huevos por gramo (HPG)		Cámara McMaster

Hematocrito	Dependiente Cuantitativa continua Numérica	Número de eritrocitos presentes en la sangre en relación a la cantidad de plasma	Hemograma	Porcentaje (%)	Automático: Maquina hemograma Manual: Tabla hematocrito
Hemoglobina	Dependiente Cuantitativa discontinua Numérica	Ferro proteína que se encuentra en el interior de eritrocito y que ayuda al transporte de oxígeno y se encuentra en los eritrocitos	Hemograma	g/dL	Automático maquina hematocrito
Glóbulos rojos	Dependiente Cuantitativa continua Numérica	Célula presente en la sangre encargada del transporte de oxígeno	Hemograma	X10(12) /L	Automático maquina hematocrito
VGM (Volumen corpuscular medio)	Dependiente Cuantitativa continua Numérica	Este es el promedio del volumen o tamaño de cada uno de los eritrocitos individualmente	Hemograma	f/L	Automático: Maquina hemograma Manual: Fórmulas
MCH (Hemoglobina corpuscular media)	Dependiente Cuantitativa continua Numérica	Promedio del contenido de hemoglobina de cada eritrocito	Hemograma	pg.	Automático: Maquina hemograma Manual: Fórmulas
CMHC (Concentración de hemoglobina)	Dependiente Cuantitativa continua Numérica	Se refiere a cuanta hemoglobina existe en relación al	Hemograma	g/L	Automático: Maquina hemograma Manual: Fórmulas

corpúsculo (media)		total de masa de eritrocitos.			
Plaquetas	Dependiente e Cuantitativa discontinua Numérica	Célula presente en la sangre sin núcleo que está involucrado en la coagulación.	Hemograma	g/L	Automático: Maquina
Leucocitos	Dependiente e Cuantitativa continua Numérica	Son células del sistema inmunitario o células blancas las cuales se clasifican y combaten agentes parasitarios específicos	Hemograma	*10 ⁹ /L	Automático maquina hematocrito
Neutrófilos	Dependiente e Cuantitativa continua Numérica	Es un glóbulo blanco, granulocito y fagocito, con núcleo multilobulado o y con granulocitos que no absorben mucho tinte y es la primera línea de defensa.	Hemograma	*10 ⁹ /L	Automático: Maquina hemograma Manual: Laboratory Counter
Linfocitos	Dependiente e Cuantitativa continua Numérica	Igualmente es un glóbulo blanco con núcleo redondo, mononuclear	Hemograma	*10 ⁹ /L	Automático: Maquina hemograma Manual: Fórmulas

		y con pocos gránulos citoplasmáticos			
Monocitos	Dependiente Cuantitativa continua Numérica	Es el glóbulo blanco que se relaciona con etapas crónicas de infecciones y que se van a volver en células fagocíticas.	Hemograma	*10(9)/L	Automático: Maquina hemograma Manual: Fórmulas
Eosinófilos	Dependiente Cuantitativa continua Numérica	Son glóbulos blancos que combaten reacciones alérgicas, asma, enfermedad es más puntuales o parasitosis.	Hemograma	*10(9)/L	Automático: Maquina hemograma Manual: Fórmulas

Adaptado de (Ramis Borque, 2013) y (Tydén et al., 2019).

3.4 Descripción del estudio:

El estudio es cuasi experimental ya que se tomaron los datos, muestras, procesamiento de las mismas y análisis de resultados desde el momento que empezó el estudio, además es un estudio transversal que se realizó en un periodo de tiempo determinado (Abril del 2019 hasta el mes de Octubre del mismo año). Los equinos son tanto grupo testigo como grupo experimental, solamente se crean dos grupos por el sistema de crianza que son intensivo y extensivo.

3.5 Materiales

3.5.1 De campo

Tabla 13. *Materiales de campo.*

Materiales	Unidades
Tubos tapa lila (4ml)	129
Frascos para recolección de heces	129
Guantes de exploración	129 pares
Guantes ginecológicos	129
Algodón (50g)	3
Suero fisiológico (1000ml)	1
Jeringas (5ml)	129

3.5.2 De laboratorio

Tabla 14. *Materiales de laboratorio.*

Materiales	Unidades
Capilares sin heparina	258
Porta objetos	30
Centrifuga	Unidad
Maquina hemograma (BC-2800 Vet)	Unidad
Reactivo Wright	5 litros
Refractómetro	Unidad
Hematocrit Reading Chart	Unidad
Agua destilada	6 litros
Contador de células (piano)	Unidad
Solución salina saturada	100 Litros
Cernidera	Unidad
Tubos de ensayo de vidrio	25
Cámaras McMaster	Unidad
Pipetas Pasteur plásticas (3ml)	10
Microscopio	Unidad

3.5.3 Oficina

Tabla 15. *Materiales de oficina.*

Materiales	Unidades
Bolígrafo	2
Libreta	Unidad
Marcador permanente	Unidad

3.6 Metodología

3.6.1 Realización examen clínico

El examen clínico se realizó a todos los animales en estudio tanto en sistema intensivo y extensivo, el examen constó de la toma de constantes vitales como lo son frecuencia cardiaca, respiratoria, temperatura, examinación mucosas, llenado capilar, pulso, estado anímico y motilidad intestinal, además de parámetros como defecación, orina y toma de agua, en los cuales se analizó la cantidad y frecuencia de estos parámetros observándolos y preguntando al palafrenero o dueño del equino.

Estos parámetros se tomaron con la ayuda de un estetoscopio y termómetro, con esto se asegura que los animales se encuentren completamente sanos.

3.6.2 Toma de muestras

Los animales seleccionados cumplieron con los criterios de inclusión

Las muestras que se tomaron son de sangre para la realización del hemograma y de heces para la realización del coproparasitario con técnica McMaster, la muestra de sangre se tomó de la yugular del equino y la de heces se tomó directamente del recto del animal

Toma de muestra sangre:

- La muestra se extrajo con el animal en pie
- La sujeción del animal se realizó con la ayuda de otra persona utilizando una jáquima la cual ayuda a evitar movimientos principalmente en la cabeza del animal

- Se colocó guantes de exploración
- Se dividió el cuello del equino en 3 tercios
- Se ubicó la zona del segundo al tercer tercio del cuello, ubicando el surco yugular (parte ventral de la tabla del cuello, dorsal a la tráquea) (Agrocalidad, 2016)

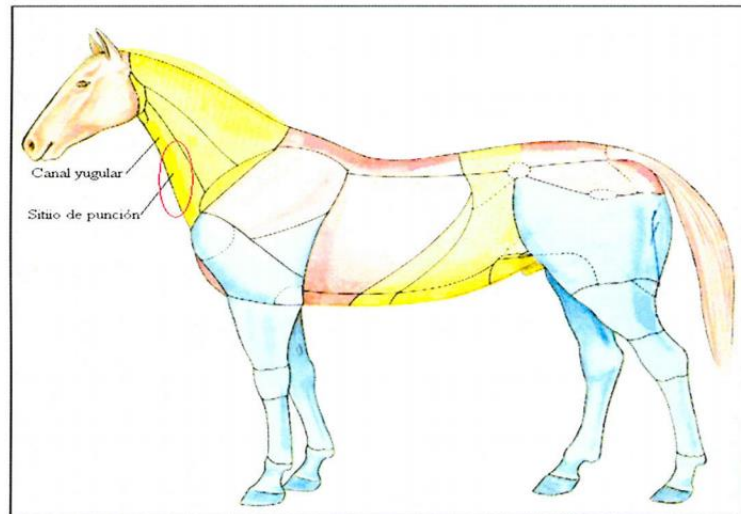


Figura 8. Instrucción para toma muestra de sangre, Tomado de (Agrocalidad, 2016).

- Se escogió dicho sitio para la extracción de sangre ya que es el recomendable según la especie:

Especie	Cantidad total de sangre circulante	SITIOS DE EXTRACCIÓN (vena, arteria, corazón)						
		Oreja	Femoral	Caudal o coccígea	Yugular	Mamaria	Corazón	Radial o alar
BOVINO	60 mL./Kg		-	+++	+++	++	-	-
OVINO	60 mL./Kg	-	+	-	-	-	-	-
CAPRINO	70 mL./Kg	-	+	-	-	-	-	-
PORCINO	65 mL./Kg	++		-	-	-	+++	
EQUINO	75 mL./Kg	-	-	-	-	-	-	-
AVES(pollo)	60 mL./Kg	-	-	-	-	-	+++	+++
-	No recomendado							
+	Alternativa posible							
++	Vía aceptable							
+++	Vía preferente							
*	Alar (vena radial)							

Figura 9. Sitios de extracción de sangre, Adaptado de (Agrocalidad, 2016).

- Se limpió la zona con la ayuda de abundante suero fisiológico y un algodón/gasa
- Se realizó torniquete con la mano izquierda, es decir ejercer presión con la mano especialmente el dedo pulgar sobre el surco hasta que resalte la vena yugular, esto debajo de donde se vaya a realizar la punción
- Se colocó la aguja de la jeringa de 5ml estéril con el bisel para arriba
- Se utilizó la mano derecha para realizar la punción, la cual debe ser lateralmente a la tráquea en un ángulo de 45 ° en relación a la línea vertical que forma el cuello.
- Se retrajo el émbolo suavemente para obtener la sangre, la cual se obtuvo alrededor de 4 mL
- Se ingresó la aguja en tubo al vacío, de tapa lila con EDTA, y sin ejercer presión en el émbolo, pasó la sangre al tubo
- Delicadamente se agitó el tubo colocando horizontalmente y con el pulgar en un extremo y el índice en el otro haciendo pequeños movimientos hacia arriba y abajo para que pueda mezclarse con el anticoagulante, cuidando el no causar hemolisis
- Se colocó el tubo en refrigeración para mantener la temperatura y llevarlo lo más rápido posible a laboratorio(máximo 24 horas después de su extracción y si se encuentra en buenas condiciones de almacenamiento) (Agrocalidad, 2016).

Toma de muestra de heces:

- Las muestras fueron frescas por lo que se las tomó directamente, con la ayuda de guantes, del recto del animal y lo más pronto posible en la mañana para que sea de las primeras deposiciones

- Se sujetó al animal con la ayuda de otra persona usando una jáquima y también una soga en una de las patas traseras (pial) para que el animal pierda equilibrio y no pueda patear
- Colocarse además del guante de exploración, un guante ginecológico en el brazo derecho que es el que posee más fuerza
- Ingresar primero un dedo y luego dos los cuales son el dedo índice y medio
- Ingresar la mano y antebrazo para recoger las heces aproximadamente 3 gramos ya que es la cantidad recomendable para técnica de flotación, sedimentación y McMaster.
- Colocar la muestra en frascos estériles y herméticos
- Movilizar las muestras lo más rápido posible al laboratorio para su procesamiento, estas no requieren de refrigeración ni congelamiento en su movilización si llegan inmediatamente al laboratorio (Agrocalidad, 2016).

3.6.3 Pesaje de los animales

El pesaje se realizó con la ayuda de cinta métrica y una tabla la cual indica el peso del equino de acuerdo a dos mediciones:

- 1 (A): Medición de la punta del hombro al nacimiento de la cola o muslo
- 2 (B): Medición de la circunferencia del tórax a la altura del cincho



Figura 10. Tabla pesaje.



Figura 11. Pesaje medida A.



Figura 12. Pesaje medida B.

3.6.4 Aplicación del desparasitante

El producto seleccionado se lo conoce como "Ivequin", es de aplicación oral y tiene una presentación en jeringa de 30 gramos la cual tiene en su composición Ivermectina 180 mg, Vitamina B12 400 mg, Praziquantel 500 mg y el resto excipientes. Su dosificación depende el peso del equino:

Tabla 16. *Dosis desparasitante*

Gramos de desparasitante	5	10	15	20	25	30
Kg de peso del equino	75	150	225	320	375	450

Tomado de (James, 2020).

3.6.5 Toma de muestras seriadas

Después de la aplicación del desparasitante se tomaron de nuevo muestras de heces y sangre, de igual forma que las descritas anteriormente, de los dos grupos de animales para analizar la relación entre carga parasitaria y parámetros hematológicos ya que después de la aplicación del desparasitante se supondría no existiría carga parasitaria, además para analizar la efectividad del producto y el tiempo de reinfestación de los parásitos en cada sistema de crianza, se tomaran dichas muestras 5 veces más con un intervalo de 1 mes entre cada una ya que el ciclo evolutivo del parásito es largo.

3.6.6 Análisis de las muestras

Cada toma de muestra se analizó el mismo día. Las muestras de sangre se analizaron en el laboratorio de la clínica Veterinaria de la UDLA por la autora del proyecto, su análisis es automático ya que se utiliza la máquina de Abaxis HM5

para el hemograma pero para verificar los resultados de la maquina se realiza hematocrito y fórmulas para VGM, HCM Y CHCM manualmente.

En el caso de las muestras de heces se analizan con la técnica de McMaster para un conteo cuantitativo de huevos de *Strongylus spp.* principalmente, estas muestras se analizarán de igual forma en la clínica de la UDLA por la autora del proyecto y los resultados se dan en número de huevos por gramo

Hemograma sanguíneo:

Hematocrito (manual):

- Llenar 2 capilares de micro hematocrito hasta el 75 % del mismo con la muestra de sangre
- Centrifugar los dos capilares colocando a los dos uno contra otro para equilibrar
- Regular el borde del plasma con la línea mostrada en el medio como en la imagen
- Medir la serie roja del capilar con la regla de la tabla y ver en la medición de la derecha el número de hematocrito (Montalvo, 2019)

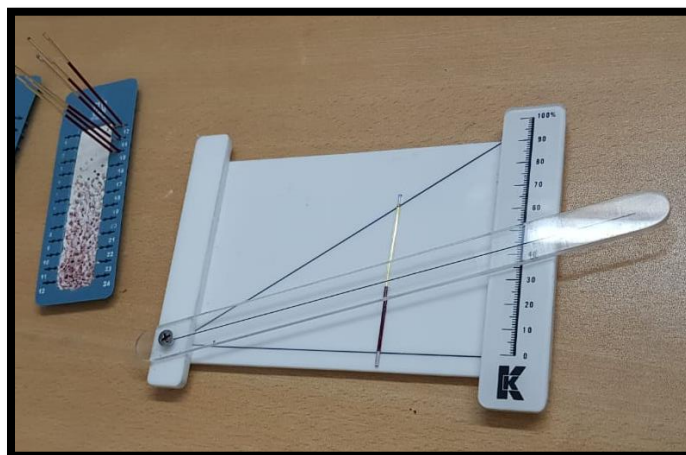


Figura 13. Tabla micro hematocrito.

Relaciones numéricas (VGM, HCM Y CHCM – Verificación manual)

Los parámetros numéricos de hemoglobina, hematocrito y glóbulos rojos que se dan automáticamente por la maquina son utilizados para verificar que el conteo de VGM, HCM Y CHCM estén correctos con las siguientes formulas:

- VGM: $\text{Hcto} * 10 / \text{Glóbulos rojos}$
- HCM: $\text{Hb} * 100 / \text{Glóbulos rojos}$
- CHCM: $\text{Hb} * 100 / \text{Hcto}$ (Montalvo, 2019)

Coproparasitario técnica McMaster:

- Llenar frascos de recolección de muestras hasta 30 mL con solución salina saturada
- Colocar 3 gramos de muestra de heces en la solución
- Mezclar con la ayuda de un baja lengua
- Utilizar cernidero y colocar en otros recipientes
- Colocar la mezcla en tubos de ensayo hasta que cubre los $\frac{3}{4}$ del mismo
- Llenar con la solución las 2 cámaras McMaster y leerlas con el objetivo 10x
- En cada cuadrícula se cuenta cuántos huevos existen sin contar los que topen las líneas de la cuadrícula
- Del total se huevos se le multiplica 50 y ese es el resultado (Montalvo, 2019)



Figura 14. Tubos de ensayo para McMaster.

3.6.7 Análisis Estadístico

El programa utilizado en este estudio fue JASP el cual es un derivado del programa R y se utilizó Excel para tablas, gráficos por animal y para conocer promedios.

Para el análisis por muestreos se utilizó ANOVA la cual es una prueba paramétrica con la prueba Post Hoc Bonferroni, igualmente para la comparación de sistemas de crianza se utilizó ANOVA y también graficas generadas por el mismo programa, para pruebas de distribución se utilizó Shapiro Wilk, para las relaciones de carga parasitaria con parámetros hematológicos se utilizó correlación de Spearman y Pearson las cuales son test no paramétricas.

Capítulo IV. Resultados y Discusión

- Fechas de cada muestreo:

Tabla 17. *Fechas muestreos.*

Primer muestreo	6/5/2019
Segundo muestreo	7/6/2019
Tercer muestreo	5/7/2019
Cuarto muestreo	2/8/2019
Quinto muestreo	2/9/2019
Sexto muestreo	30/9/2019

- Identificación por número y nombre de cada animal:

Tabla 18. *Nombre de los caballos y número asignado para identificación.*

Primer muestreo (Población)		Resto muestreos (Muestra)	
Sistema intensivo		Sistema intensivo	
1.-	Cantinera	1.-	Navarro
2.-	Navarro	2.-	Curro
3.-	Curro	3.-	Jerez
4.-	Adivino	4.-	Nagasaki
5.-	Ratón	5.-	Junio
6.-	Torero	6.-	Milo
7.-	Jeréz		
8.-	Gallo		
9.-	Nagasaki		
10.-	Quiteño		
11.-	Jimenez		
12.-	Junio		
13.-	Milo		
14.-	Capataz		
15.-	Califa		
Sistema extensivo		Sistema extensivo	

16.-	Alazán	16.-	Alazán
17.-	Negro 1	17.-	Negro 1
18.-	Caluca	18.-	Caluca
19.-	Chiquita	19.-	Chiquita
20.-	Tesoro	20.-	Tesoro
21.-	Acertijo	21.-	Acertijo
22.-	Negro 2	22.-	Negro 2
23.-	Castaña	23.-	Castaña
24.-	Mano blanca	24.-	Mano blanca
25.-	Pinto	25.-	Pinto
26.-	Blanca	26.-	Blanca
27.-	Torda	27.-	Torda
28.-	Picaflor	28.-	Picaflor
29.-	Moro	29.-	Moro

4.1 Resultados coproparasitarios

Huevos por gramo de parásitos *Strongylus*, cuantificados con la técnica de McMaster:

Tabla 19. Resultados hpg. de McMaster.

Primer Muestreo		Segundo Muestreo		Tercer Muestreo		Cuarto Muestreo		Quinto Muestreo		Sexto Muestreo	
Sistema Intensivo		Sistema Intensivo		Sistema Intensivo		Sistema Intensivo		Sistema Intensivo		Sistema Intensivo	
1.-	0	1.-	0	1.-	0	1.-	50	1.-	0	1.-	200
2.-	1100	2.-	0	2.-	0	2.-	0	2.-	0	2.-	250
3.-	350	3.-	0	3.-	0	3.-	0	3.-	0	3.-	150
4.-	0	4.-	0	4.-	0	4.-	350	4.-	0	4.-	50
5.-	0	5.-	0	5.-	0	5.-	0	5.-	50	5.-	200
6.-	0	6.-	0	6.-	0	6.-	300	6.-	150	6.-	1250
7.-	50										
8.-	0										
9.-	100										
10.-	0										
11.-	0										
12.-	350										
13.-	650										
14.-	0										
15.-	0										
Sistema Extensivo		Sistema Extensivo		Sistema Extensivo		Sistema Extensivo		Sistema Extensivo		Sistema Extensivo	
16.-	50										
17.-	300	16.-	0	16.-	0	16.-	600	16.-	450	16.-	400
18.-	400	17.-	0	17.-	0	17.-	350	17.-	100	17.-	2550
19.-	100	18.-	0	18.-	0	18.-	400	18.-	300	18.-	300
20.-	150	19.-	0	19.-	0	19.-	50	19.-	100	19.-	700
21.-	250	20.-	0	20.-	0	20.-	150	20.-	400	20.-	1000
22.-	150	21.-	0	21.-	0	21.-	1050	21.-	150	21.-	100
23.-	100	22.-	0	22.-	0	22.-	250	22.-	550	22.-	550
24.-	100	23.-	0	23.-	0	23.-	800	23.-	450	23.-	400

25.-	300	24.-	0	24.-	0	24.-	550	24.-	0	24.-	150
26.-	100	25.-	0	25.-	0	25.-	350	25.-	200	25.-	750
27.-	50	26.-	0	26.-	0	26.-	150	26.-	150	26.-	150
28.-	50	27.-	0	27.-	0	27.-	200	27.-	350	27.-	0
29.-	150	28.-	0	28.-	0	28.-	100	28.-	1750	28.-	500
		29.-	0	29.-	0	29.-	0	29.-	400	29.-	500

Carga parasitaria por muestreos del sistema intensivo con su respectiva Media, Moda y Mediana

La figura 15 muestra la carga parasitaria del muestreo 1 en los animales de sistema intensivo, 6 de 15 animales presentaron carga parasitaria, siendo Navarro el caballo con el mayor número de hpg. de ambos sistemas de crianza y el promedio en general de la carga parasitaria es de 173,33 siendo más alta que la de sistema extensivo. Todos los animales parasitados presentaron hpg. > 200 lo cual no se encuentra dentro del rango normal.

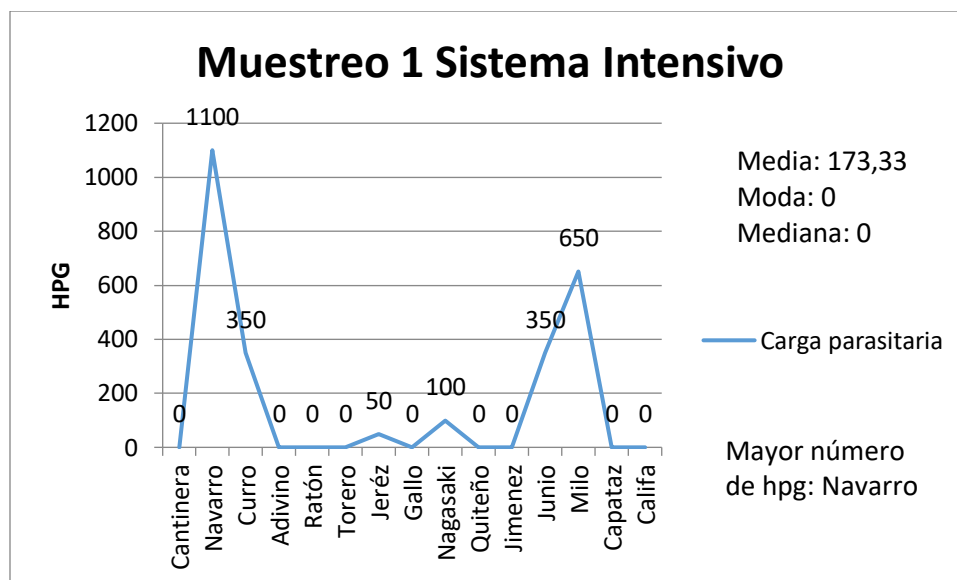


Figura 15. Resultados sistema intensivo muestreo 1.

Las figuras del muestreo 2 y 3 tanto en sistema intensivo como extensivo no se realizaron ya que los resultados para todos los animales de ambos sistemas de crianza fue 0 hpg. debido a la aplicación del desparasitante.

La figura 16 muestra la carga parasitaria del muestreo 4 en los animales de sistema intensivo, 3 de 6 animales en este sistema de crianza se encontraron parasitados después de la aplicación del desparasitante (aproximadamente 75

días), el animal con mayor número de hpg. de este muestreo del sistema intensivo fue Nagasaki y el promedio en general de estos animales fue de 116,66. De los 3 animales parasitados 2 de ellos tuvieron hpg. >200.

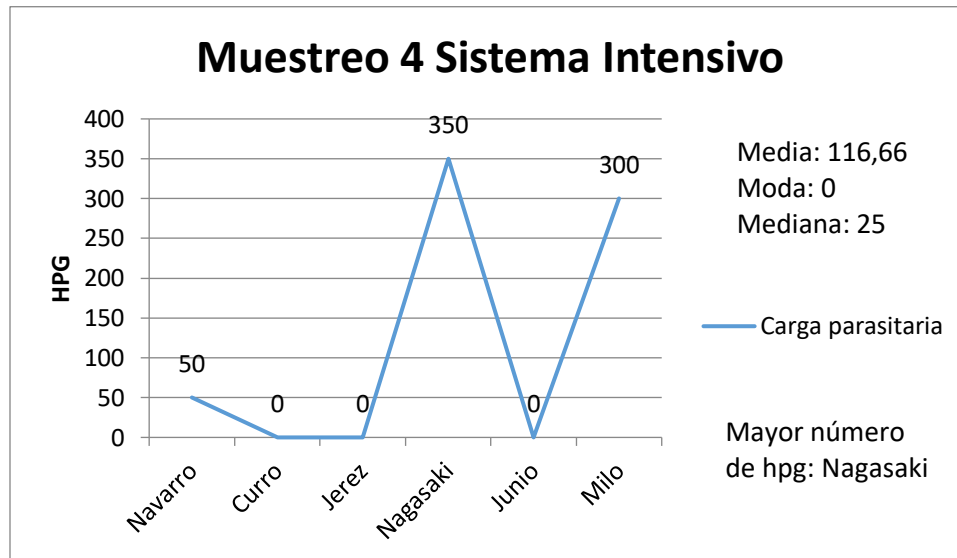


Figura 16. Resultados sistema intensivo muestreo 4.

La figura 17 muestra la carga parasitaria del muestreo 5 en los animales de sistema intensivo, 2 de 6 animales en este sistema de crianza se encontraron parasitados, el animal con mayor número de hpg. de este muestreo del sistema intensivo fue Milo y el promedio en general de estos animales fue de 33,33 hpg. siendo este muestreo el más bajo de todo el estudio. Los 2 animales parasitados tuvieron hpg. < a 200.

El periodo de reinfestación en el sistema intensivo se dio a los 75 días en 3 animales es decir la mitad de los equinos en estudio de este sistema de crianza, 2 animales se re infestaron a los 135 días y 1 a los 105 días

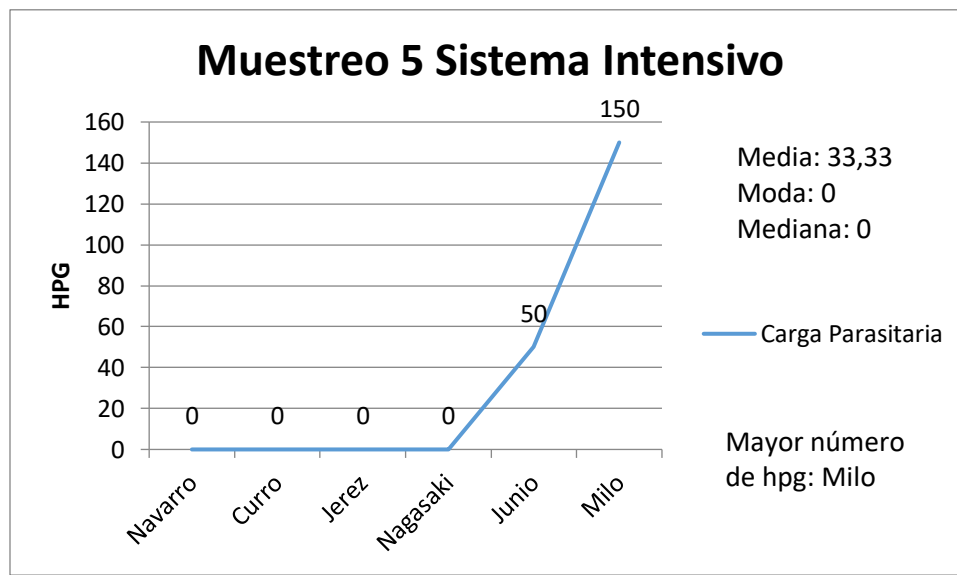


Figura 17. Resultados sistema intensivo muestreo 5.

La figura 18 muestra la carga parasitaria del muestreo 6 en los animales de sistema intensivo, todos los animales en este sistema de este último muestreo se encontraron parasitados, el animal con mayor número de hpg. fue Milo y además fue el más alto en general de todo el sistema intensivo en este muestreo, el animal más parasitado variaba en todos los muestreos solamente Milo se repitió en el muestreo 5 y 6. El promedio en general de estos animales fue de 350 hpg. siendo el muestreo con media más alta de hpg. del sistema intensivo. De los 6 animales 2 de ellos tuvieron hpg. > a 200.

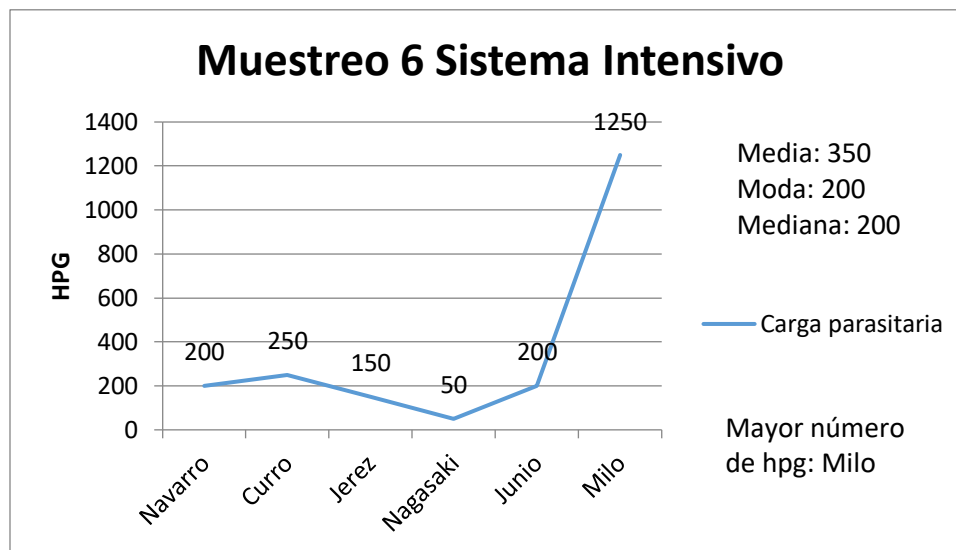


Figura 18. Resultados sistema intensivo muestreo 6

Carga parasitaria por muestreos del sistema extensivo.-

La figura 19 muestra la carga parasitaria del muestreo 1 en los animales de sistema extensivo, todos los animales en este sistema se encontraron parasitados en el primer muestreo, el animal con mayor número de hpg. fue Caluca en este sistema de crianza. El promedio en general de estos animales fue de 160,71 hpg. el cual es menor que el de sistema intensivo y es el muestreo con media más baja de los animales en sistema extensivo. De los 14 animales, 4 de ellos tuvieron hpg. > a 200.

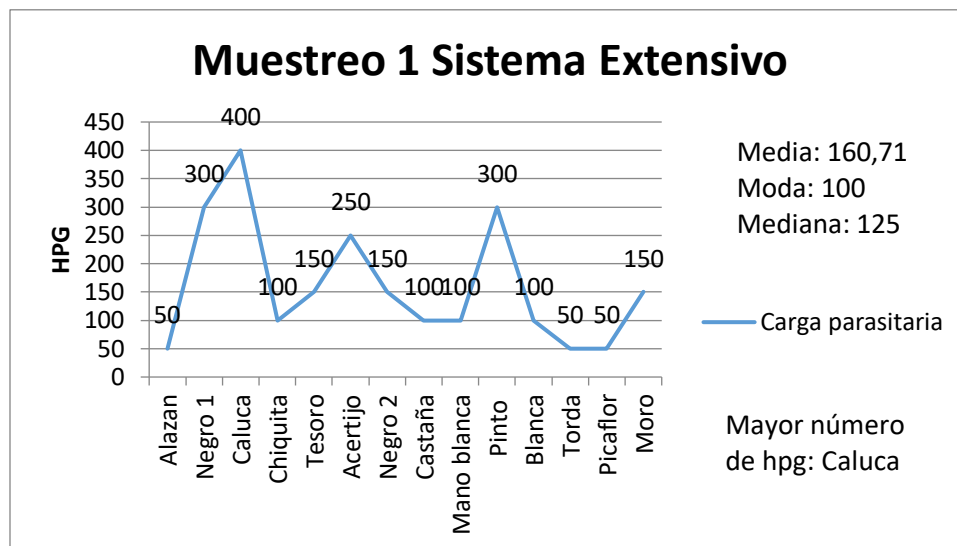


Figura 19. Resultados sistema extensivo muestreo 1.

La figura 20 muestra la carga parasitaria del muestreo 4 en los animales de sistema extensivo, el animal con mayor número de hpg. fue Acertijo en este sistema de crianza. El promedio en general de estos animales fue de 357,14 hpg. el cual es mucho más alto que el de sistema intensivo en este muestreo. De los 14 animales, 8 de ellos tuvieron hpg. > a 200.

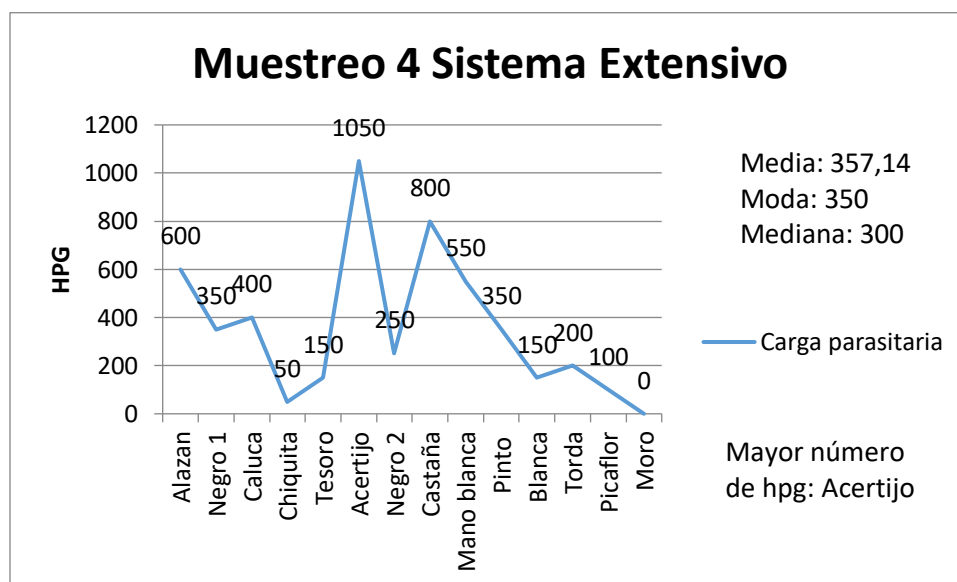


Figura 20. Resultados sistema extensivo muestreo 4.

La figura 21 muestra la carga parasitaria del muestreo 5 en los animales de sistema extensivo, el animal con mayor número de hpg. fue Picaflor en este sistema de crianza. El promedio en general de estos animales fue de 382,14 hpg. el cual igualmente es mucho más alto que el de sistema intensivo en este muestreo. De los 14 animales, 8 de ellos tuvieron hpg. > a 200.

El periodo de reinfestación en el sistema extensivo se dio a los 75 días luego de la aplicación del desparasitante en la mayoría de los animales, solamente en uno se dio a los 105 días

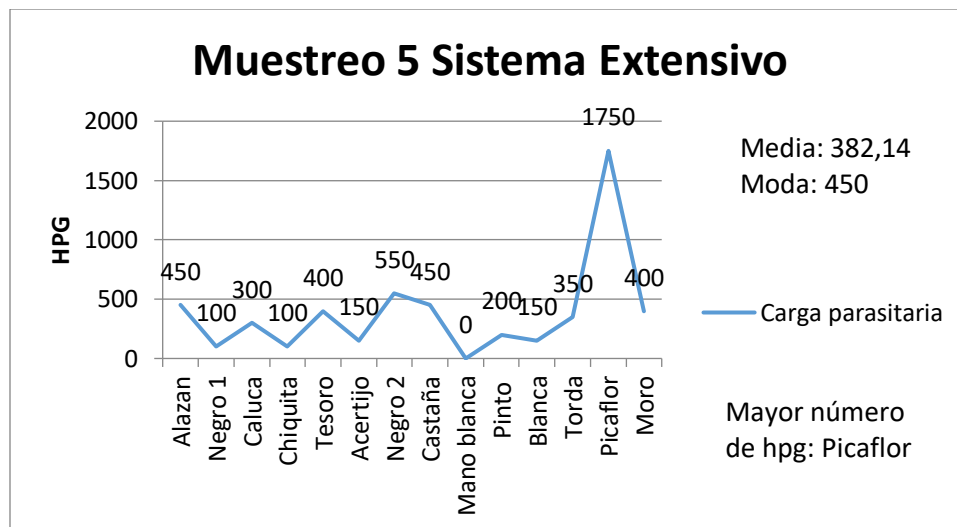


Figura 21. Resultados sistema extensivo muestreo 5.

La figura 22 muestra la carga parasitaria del muestreo 6 en los animales de sistema extensivo, el animal con mayor número de hpg. fue Negro 1 en este sistema de crianza, por lo cual se puede ver que varía el animal con número de hpg. más alto, Negro 1 fue el animal con carga parasitaria más alta del estudio. El promedio en general de estos animales fue de 575 hpg. el cual es el promedio más alto de todo el estudio. De los 14 animales, 13 de ellos tuvieron hpg. > a 200.

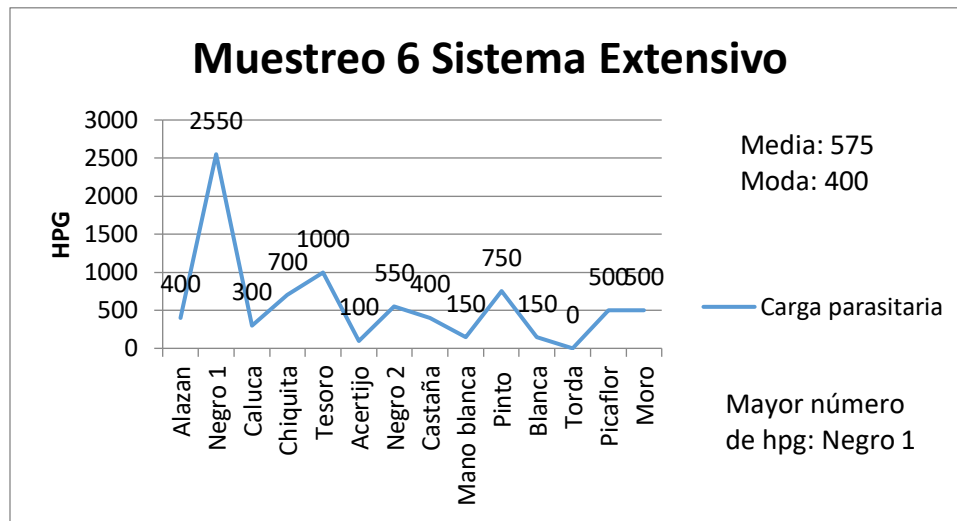


Figura 22. Resultados sistema extensivo muestreo 6.

Promedios muestreos en ambos sistemas por separado

La figuras 23 y 24 muestran los promedios de las cargas parasitarias de cada uno de los muestreos tanto del sistema intensivo como del sistema extensivo y en ambos sistemas el sexto muestreo es el que tiene una mayor media de hpg. Solamente en el caso del primer muestreo el sistema extensivo tiene un promedio menor al del sistema intensivo, en los demás muestreos es totalmente lo contrario (a excepción de los muestreos 2 y 3 en los cuales los resultados fueron 0 hpg. para todos los animales de ambos sistemas).

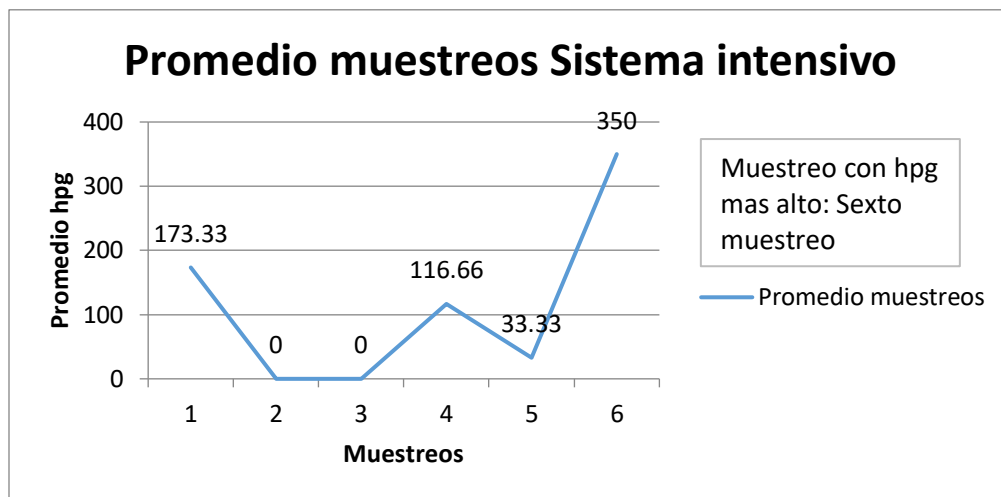


Figura 23. Promedios muestreos sistema intensivo.

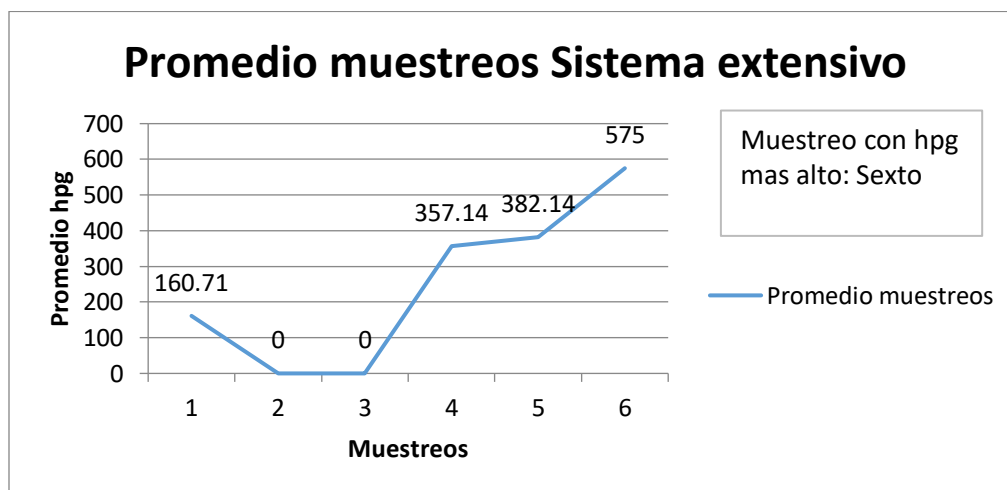


Figura 24. Promedios muestreos sistema extensivo.

Promedios muestreos ambos sistemas juntos

La figura 25 muestra los promedios de cada muestreo de ambos sistemas de crianza juntos, en general realizando una media de todos los promedios de los 6 muestreos de sistema intensivo, este es menor que la de sistema extensivo y clasificando por muestreos, el muestreo más bajo de ambos sistemas de crianza fue el primero y el más alto, el último. Esto puede deberse a que en el primer muestreo el sistema extensivo no había sido desparasitado por lo crearon refugia

o resistencia propia a los parásitos y el ultimo muestreo tuvo mayor promedio ya que el tiempo de reinfestación para ivermectina es rápido ya que los parásitos ya han creado resistencia por ser un producto muy utilizado y no de manera correcta.

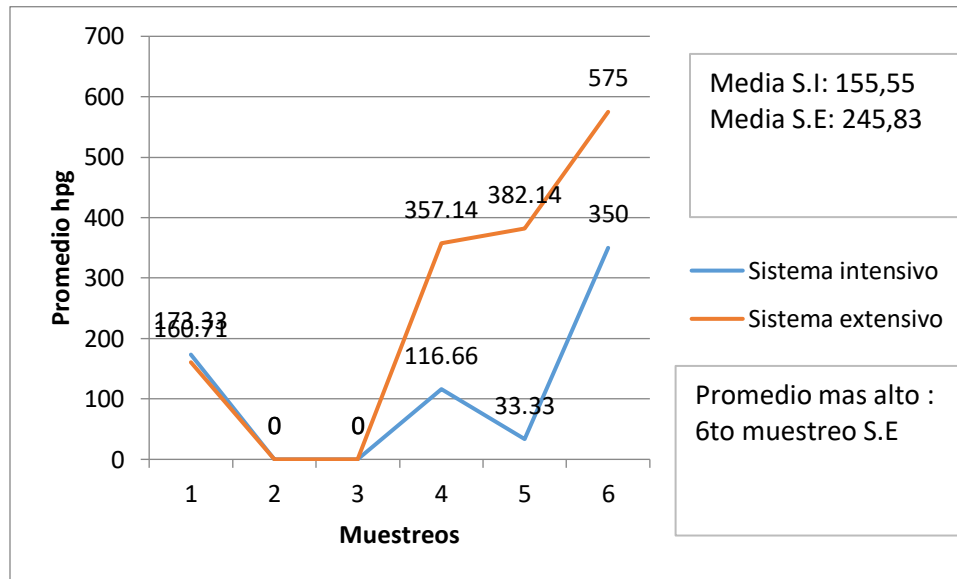


Figura 25. Promedios muestreos.

Carga parasitario por caballo de ambos sistemas de crianza por muestreos

La figura 26 muestra los resultados de la carga parasitaria de todos los animales en el muestreo 1, el animal con mayor número de hpg. de ambos sistemas en este muestreo fue Navarro del sistema intensivo y la media de este muestreo es el más bajo en general.

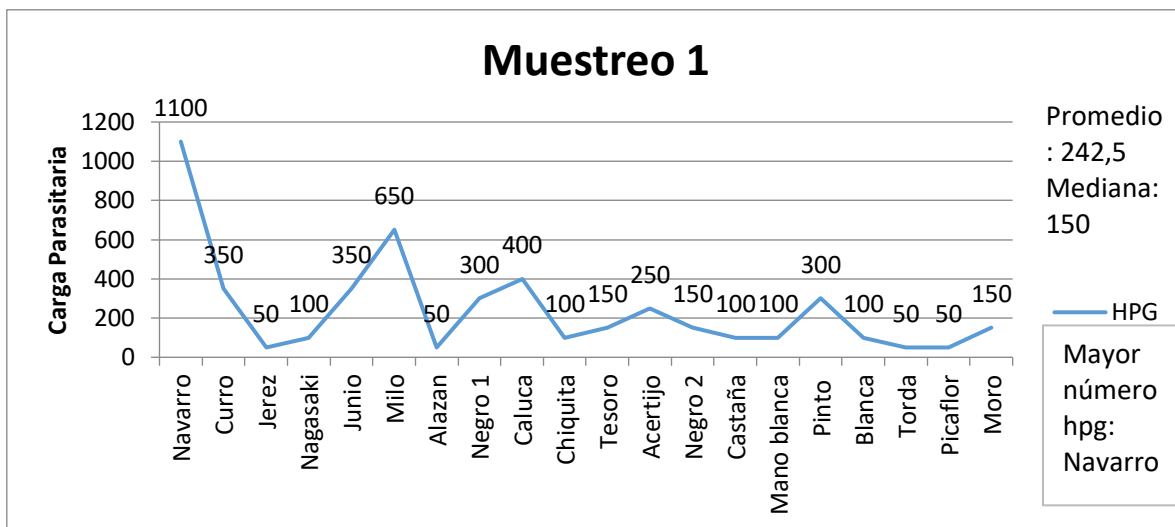


Figura 26. Resultados carga parasitaria muestreo 1.

La figura 27 muestra los resultados de la carga parasitaria de todos los animales en el muestreo 4, el animal con mayor número de hpg. de ambos sistemas en este muestreo fue Acertijo del sistema extensivo.

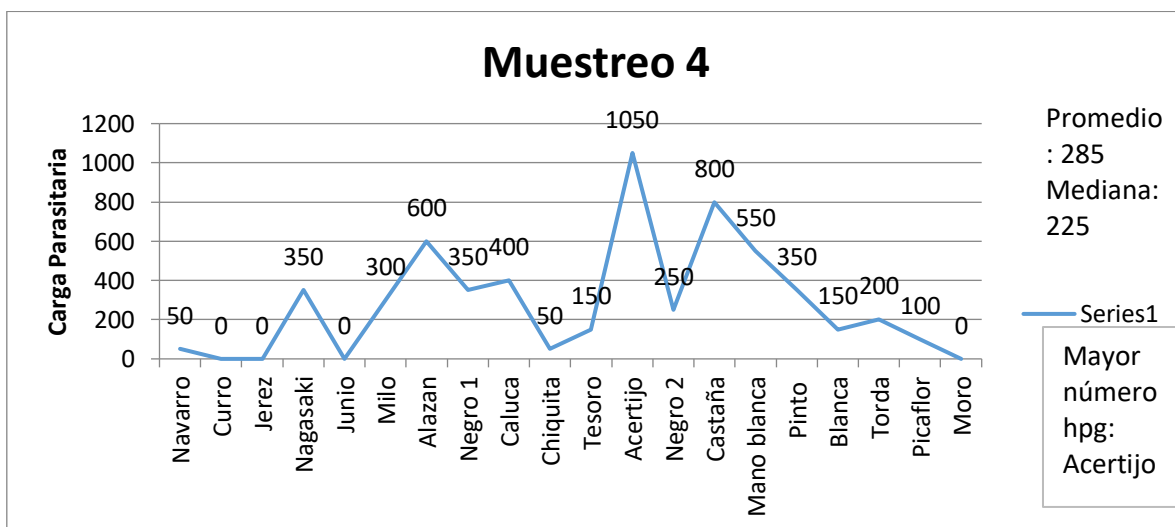


Figura 27. Resultados carga parasitaria muestreo 4.

La figura 28 muestra los resultados de la carga parasitaria de todos los animales en el muestreo 5, el animal con mayor número de hpg. de ambos sistemas en este muestreo fue Picaflor del sistema extensivo.

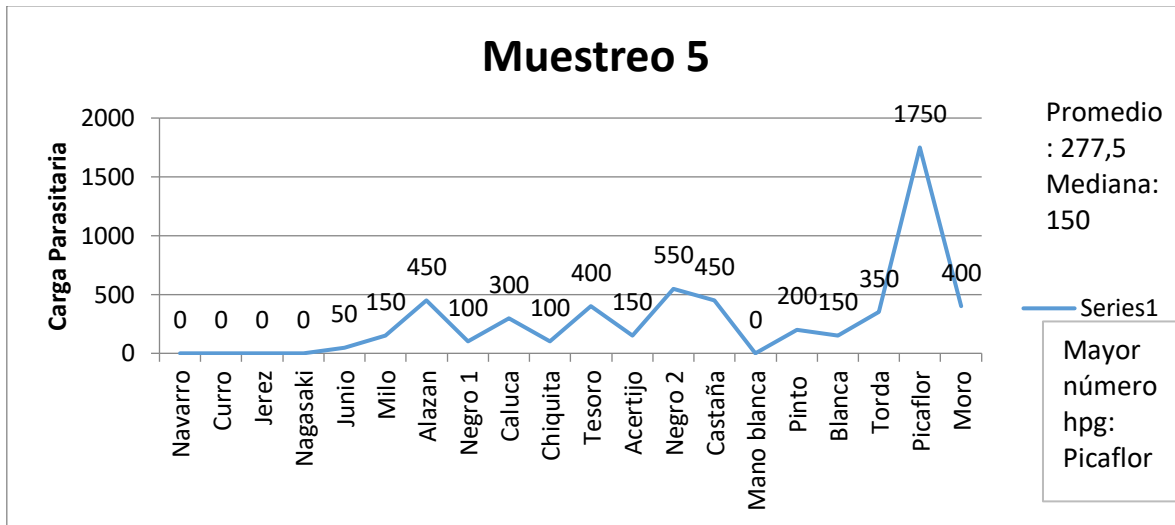


Figura 28. Resultados carga parasitaria muestreo 5.

La figura 29 muestra los resultados de la carga parasitaria de todos los animales en el muestreo 6, el animal con mayor número de hpg. de ambos sistemas en este muestreo fue Negro 1 del sistema extensivo y la media de este muestreo es el más alto en general.

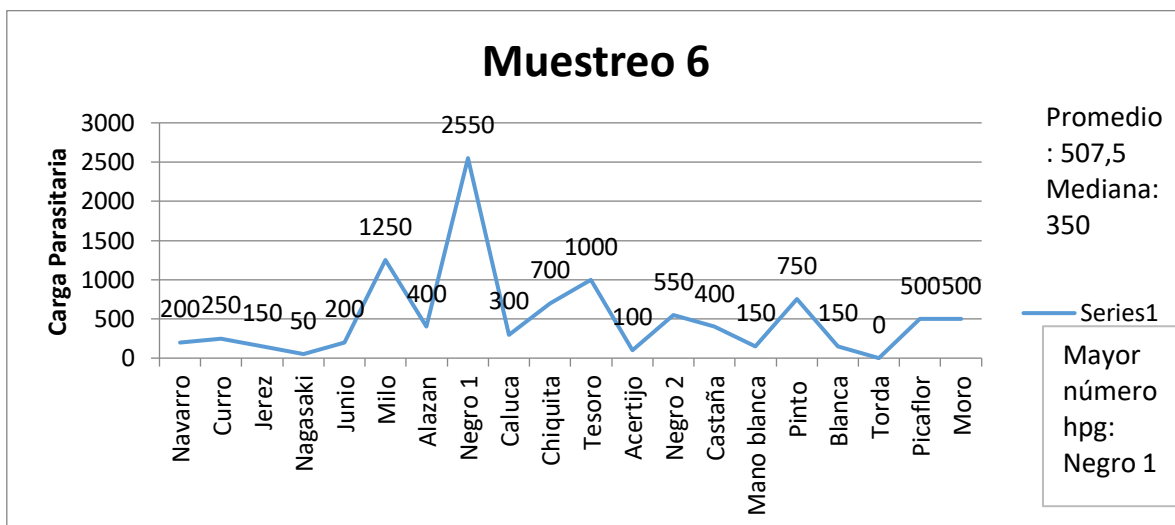


Figura 29. Resultados carga parasitaria muestreo 6.

Carga parasitaria por muestreos y juntando sistema intensivo y extensivo

En las figuras 30, 31, 32 y 33 se muestra la carga parasitaria de todos los animales pero separados en líneas diferentes según pertenezcan al sistema intensivo o extensivo, se puede apreciar que solamente en el muestreo 1 el sistema intensivo (línea azul) tiene picos más altos de carga parasitaria que el sistema extensivo, en los muestreos siguientes el sistema extensivo es el que prevalece más alto (línea naranja). Esto puede deberse a refugia que crean los animales y los animales de sistema extensivo regresan a tener parásitos más rápido después de la desparasitación ya que se encuentran más expuestos por su manera de crianza.

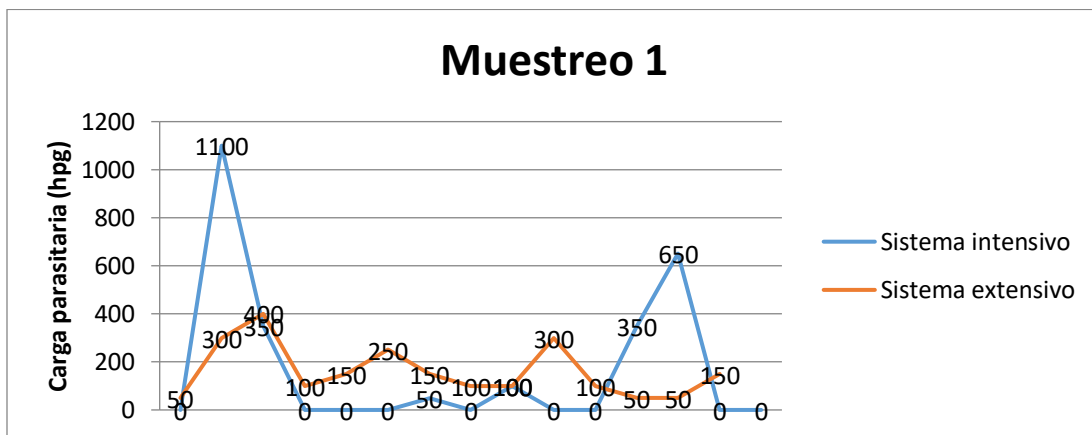


Figura 30. Resultados muestreo 1 diferenciado por sistemas.

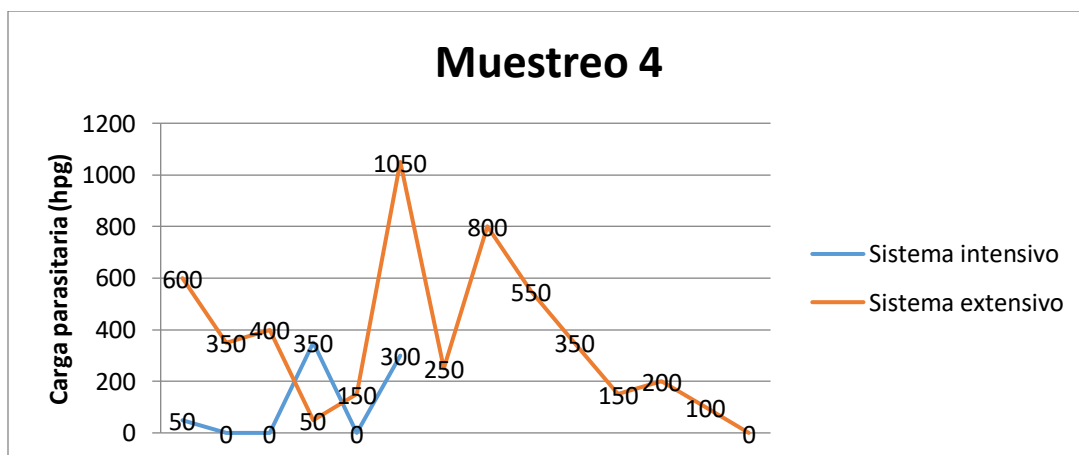


Figura 31. Resultados muestreo 4 diferencia por sistemas.

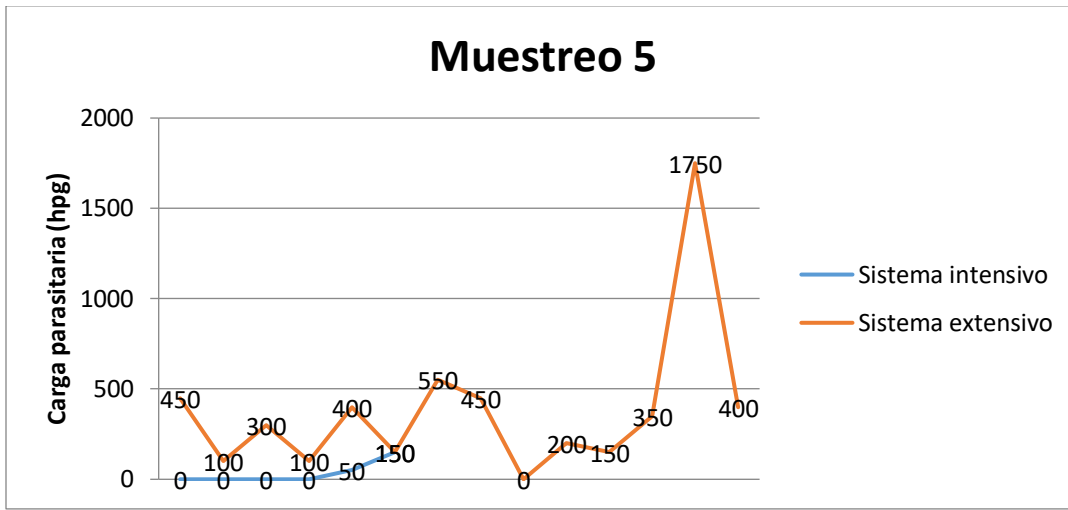


Figura 32. Resultados muestreo 5 diferenciado por sistemas.

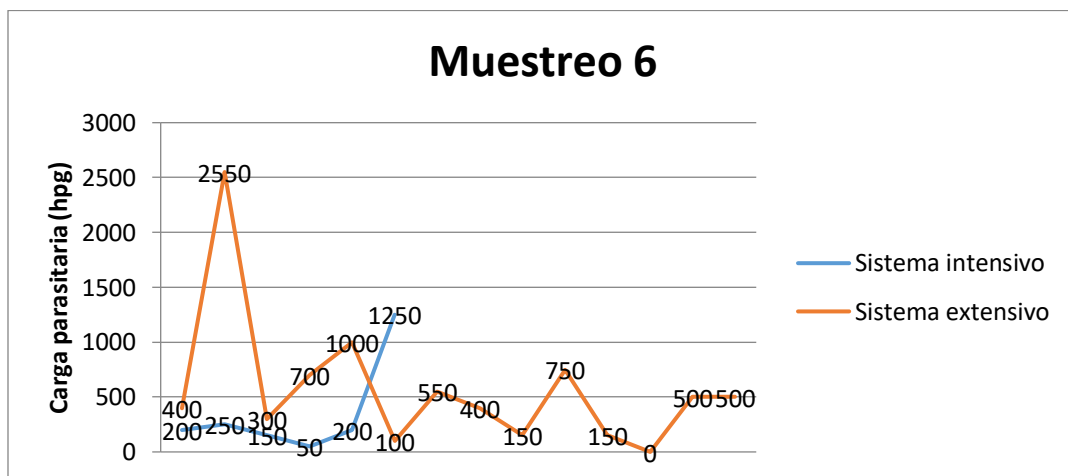


Figura 33. Resultados muestreo 6 diferenciado por sistemas.

4.2 Resultados hemogramas

Tabla 20. Resultados parámetros hematológicos de bioquímicas sanguíneas.

	Hematocrito (L/L)						Hemoglobina (g/L)						Eritrocitos ($10^{12}/L$)						VGM (f/L)					
	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6
1.-	0,44	0,42	0,73	0,56	0,51	0,53	153	138	231	160	148	151	10,27	9,88	16,1	11,94	11,39	11,34	43,8	42,6	45	47	45	48
2.-	0,45	0,48	0,69	0,61	0,53	0,17	143	155	214	182	160	265	10,4	11,16	15,16	13,58	11,78	17,51	43,7	43,8	46	45	45	46
3.-	0,49	0,49	0,56	0,54	0,53	0,84	154	158	168	162	156	252	0,94	10,72	11,78	11,33	10,95	16,39	45	45,8	48	48	49	51
4.-	0,37	0,4	0,55	0,55	0,55	0,46	117	120	156	161	157	120	9,96	10,76	13,58	13,55	13,48	8,63	37,5	37,4	40	41	41	54
5.-	0,46	0,42	0,55	0,52	0,5	0,57	149	135	161	156	141	154	11,82	10,69	12,96	12,67	11,9	10,69	39,7	39,8	43	41	42	54
6.-	0,44	0,5	0,75	0,5	0,66	0,59	137	160	226	142	194	156	9,13	10,42	14,86	10,05	13,11	10,95	48,9	48,7	51	50	51	54
16.-	0,32	0,34	0,82	0,49	0,45	0,45	105	108	261	130	123	115	7,74	8,21	18,41	9,73	9,93	9,5	42,2	40,6	45	51	46	48
17.-	0,35	0,37	0,41	0,54	0,39	0,43	113	132	111	130	111	111	7,83	8,58	8,63	11,35	8,15	8,36	45,7	43,8	49	48	49	52
18.-	0,4	0,33	0,43	0,61	0,43	0,46	118	99	114	170	116	120	8,15	6,96	8,27	11,94	9,57	8,63	48,9	47,7	53	51	45	54
19.-	0,33	0,38	0,47	0,75	0,45	0,52	102	122	122	230	125	140	7,88	9,29	8,8	16,59	10,04	10,97	42,7	41,8	53	45	46	47
20.-	0,43	0,38	0,84	0,84	0,81	0,5	135	119	275	250	25,2	133	9,88	8,66	18,43	17,71	18,09	10,18	44,4	44,6	46	48	45	49
21.-	0,4	0,36	0,72	0,57	0,42	0,5	122	107	223	166	116	137	9,11	7,41	15,96	13,69	9,31	10,4	43,8	42,7	45	42	46	49
22.-	0,35	0,35	0,75	0,41	0,56	0,41	106	106	209	112	155	105	7,44	7,43	14,18	8,21	11,04	7,68	47,4	46,6	53	51	51	54
23.-	0,35	0,34	0,46	0,73	0,43	0,4	109	107	126	212	123	105	7,75	7,61	9,28	14,34	8,76	7,8	46,1	44,9	50	51	50	52
24.-	0,3	0,34	0,41	0,62	0,54	0,38	97	108	111	179	155	102	7,66	8,85	9,76	15,46	13,65	9,59	39	39,2	42	41	40	40
25.-	0,45	0,42	0,5	0,57	0,75	0,53	139	139	148	160	232	133	9,94	9,57	10,73	12,08	16,17	10,36	45,8	44,6	47	47	47	52
26.-	0,33	0,35	0,39	0,63	0,7	0,47	103	105	106	174	87	123	6,81	7,11	7,34	12,04	20,75	8,85	48,3	49,6	54	53	53	54
27.-	0,37	0,37	0,84	0,56	0,61	0,49	117	114	261	169	167	128	8,85	8,78	18,55	12,8	13,17	9,89	42,5	42,7	46	44	46	50
28.-	0,38	0,37	0,87	0,45	0,56	0,47	119	118	275	125	128	122	8,17	8,17	17,8	8,94	11,98	8,82	47,1	45,9	49	50	47	54
29.-	0,32	0,34	0,83	0,36	0,9	0,45	103	109	262	122	259	134	7,15	7,44	17,06	7,13	17,62	9,5	45,1	46,1	49	51	52	48

CGMH (g/L)						Plaquetas ($10^9/L$)						Leucocitos ($10^9/L$)						Neutrófilos ($10^9/L$)					
1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6

352	328	316	284	287	279	243	115	206	68	101	74	14,2	5,8	2,91	5,73	8,01	6,32	8,8	3,13	1,52	3,42	5,86	3,46
314	317	310	298	299	329	248	133	156	94	113	336	6,4	5,8	3,85	6,01	7,81	5,6	4,03	3,48	2,01	4,5	6,14	3,37
313	322	299	297	291	299	203	161	135	140	134	315	6,1	4,8	6,1	6,4	5,4	6,04	3,48	2,35	3,94	5,48	3,32	3,54
313	309	284	289	282	258	188	174	128	120	144	188	6,4	9,7	6,83	5,29	7,04	8,18	3,07	3,88	2,7	2,51	2,45	4,29
317	317	290	300	280	266	201	177	125	234	120	131	9,7	10,4	9,01	9,28	8,26	7	50,4	4,47	4,96	5,89	4,33	3,55
307	315	301	283	292	264	186	141	162	158	167	107	6,9	7,2	4,35	5,97	8,27	7,45	2,55	3,02	2,29	2,89	3,85	3,73
322	310	317	262	270	251	175	163	140	56	149	109	8,3	6,1	4,49	6,04	9,04	8,42	4,32	3,97	2,74	2,93	5,01	5,37
316	352	265	241	281	256	180	178	134	151	136	151	8,5	8,8	7,78	7,12	7,97	6,41	4,85	4,31	3,8	3,5	4,59	3,75
296	299	263	278	269	258	168	82	175	122	114	188	9,5	6,9	7,15	6,81	7,4	8,18	5,89	3,45	2,85	2,81	3,37	4,29
303	320	259	305	272	268	128	192	146	259	74	133	8,2	8,9	7,17	5,62	7,51	7,45	5,25	3,47	3,33	2,46	3,5	3,5
308	308	325	296	309	265	156	163	140	271	120	130	7,8	7,7	4,62	6,53	3,67	6,38	3,2	4,47	3,03	4,41	1,75	3,57
205	308	308	290	272	269	192	243	265	124	127	111	8,8	9,5	7,88	10,89	7,38	9,27	3,87	5,8	5,43	3,7	5,38	5,18
301	306	278	268	273	252	78	156	79	120	145	100	10,4	9,2	6,77	10,29	7,51	9,45	6,03	3,86	4,07	6,83	4,19	6,62
305	313	271	289	281	257	168	182	159	78	185	137	8	7,9	7,44	9,15	9,37	8,22	4,8	4,5	3,41	5,37	5,36	2,95
325	312	271	285	284	264	161	147	145	127	167	129	13,9	13,9	13,37	10,34	15,86	10,83	6,67	3,01	5,91	4,25	8,15	3,28
305	320	291	281	307	248	148	152	91	70	291	109	8,1	8,7	9,41	9,18	9,12	9,41	3,65	4,26	3,69	3,74	6,81	4,11
314	298	267	273	80	257	170	175	133	63	140	31	9,4	8,7	8,73	7,21	2,15	6,62	5,73	4,7	4,24	4	1,16	3,83
311	304	310	299	272	257	175	190	120	138	200	148	10,8	10,7	5,7	9,2	8,08	9,07	5,83	6,42	2,17	4,45	3,18	4,43
309	314	315	278	228	256	208	190	252	190	118	222	11,7	9,8	4,9	8,8	4,42	8,14	6,44	4,7	3,26	4,08	3,47	4,33
319	321	316	332	284	251	197	212	192	70	309	109	7	9,4	3,9	6,62	2,57	8,42	3,43	4,7	2,08	3,47	1,39	5,37

Linfocitos (10 ⁹ /L)						Monocitos (10 ⁹ /L)						Eosinófilos (10 ⁹ /L)						Basófilos (10 ⁹ /L)					
1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6
4,97	2,55	2,91	2,04	1,87	2,57	0,28	0,06	7,7	0,12	0,13	0,11	0,14	0,06	0,1	0,14	0,13	0,16	0	0	0,02	0,01	0,01	0,01
2,05	2,15	1,4	1,2	1,02	1,85	0,13	0,12	7,8	0,32	0,65	0,13	0,19	0,06	0,12	0	0,01	0,19	0	0	0,02	0	0	0,07
2,38	2,35	1,7	0,54	1,64	1,96	0,12	0,05	0,31	0,35	0,3	0,3	0,12	0,05	0,14	0,03	0,12	0,17	0	0	0,02	0	0,02	0,06
3,01	5,14	3,56	2,56	3,95	2,91	0,13	0,49	0,26	0,07	0,52	0,09	0,19	0,19	0,27	0,13	0,1	0,76	0	0	0,6	0,02	0,02	0,12
3,69	5,41	3,69	3,12	3,52	3,19	0,58	0,31	0,14	0,1	0,14	0,11	0,39	0,21	2,1	0,14	0,23	0,13	0	0	0,3	0,03	0,03	0,02
4,14	3,6	1,91	2,82	3,85	3,5	0,21	0,58	0,05	0,18	0,49	0,05	0	0	0,09	0,07	0,06	0,15	0	0	0,02	0,01	0,01	0,02

2,99	1,46	1,1	2,69	2,78	2,17	0,75	0,24	0,17	0,06	0,5	0,35	0,17	0,43	0,48	0,34	0,65	0,47	0,08	0	0	0,02	0,11	0,06
3,49	3,87	3,08	2,8	2,75	2,02	0,17	0,35	0,16	0,11	0,12	0,12	0	0,26	0,64	0,61	0,44	0,45	0	0	1,2	0,1	0,07	0,07
2,47	2,76	2,25	2,59	3,69	2,91	0,38	0,14	0,29	0,08	0,15	0,09	0,76	0,55	1,65	1,23	0,17	0,76	0	0	0,11	0,1	0,02	0,12
2,3	4,63	1,99	2,66	3,61	3,63	0	0,36	0,1	0,03	0,19	0,03	0,66	0,45	1,64	0,38	0,18	0,26	0	0	0,11	0,08	0,01	0,04
3,74	2,93	0,92	1,48	1,41	2,39	0,39	0,03	0,22	0,04	0,2	0,08	0,47	0	0,45	0,5	0,31	0,29	0	0	0	0,1	0	0,04
4,4	3,04	1,29	4,97	1,49	3,34	0,09	0,1	0,12	0,64	0,34	0,12	0,35	0,57	0,92	1,42	0,15	0,56	0,08	0	0,12	0,16	0,02	0,07
4,37	2,97	1,96	2,43	2,48	2,23	0	0,52	0,28	0,53	0,42	0,5	0	0	0,43	0,49	0,36	0,11	0	0,07	0,04	0	0,06	0
1,84	1,98	2,44	1,59	2,46	2,88	0,08	0,47	0,49	0,21	0,06	0,57	1,28	0,95	1	1,84	1,36	1,7	0	0	0,11	0,14	0,14	0,12
6,39	5,31	6,63	5,17	6,57	6,51	0,56	0,27	0,1	0,07	0,32	0,51	0,28	0,18	0,63	0,74	0,69	0,46	0	0,08	0,1	0,1	0,13	0,06
3,89	3,57	4,24	3,83	1,79	4,17	0,16	0,26	0,26	0,4	0,21	0,04	0,41	0,61	1,11	1,12	0,24	0,97	0	0	0,11	0,09	0,07	0,11
3,01	2,61	2,49	2,01	0,58	1,9	0,28	0,26	0,26	0,15	0,11	0,11	0,38	1,04	1,6	0,98	0,3	0,75	0	0,08	0,13	0,07	0	0,02
4,43	3,53	2,4	3,71	3,74	3,64	0	0,43	0,25	0,17	0,26	0,18	0,54	0,32	0,88	0,75	0,77	0,7	0	0	0	0,11	0,12	0,11
4,68	4,21	0,78	3,48	0,52	2,9	4,68	0,29	0,06	0,28	0,1	0,09	0,35	0,59	0,73	0,83	0,3	0,7	0	0	0,07	0,13	0,04	0,12
3,22	4,04	1,19	2,89	1,01	2,17	0,21	0,19	0,21	0,08	0,08	0,35	0,14	0,47	0,36	0,16	0,07	0,47	0	0	0,06	0,01	0,02	0,06

Parámetros hematológicos según muestreos con su respectivo Promedio (\bar{x}), Mediana (Me) y Moda (Mo) en cada figura

La figura 34 muestra los resultados de hematocrito de todos los animales en cada uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el tercero con una media de 0,62, los valores normales de este parámetro se encuentra entre 0,32 – 0,52 % y varios animales se encuentren por encima de estos valores (Véase anexo 4), incluso las medias de los muestreos 3, 4 y 5 se encuentran sobre 0,52. Esto puede ser debido a deshidratación de los animales o enfermedades que requieran de la creación de más glóbulos rojos para aprovechar el oxígeno, una producción excesiva por parte de medula ósea, por enfermedad renal o simplemente el caballo no estuvo tranquilo al momento de tomar la muestra o realizo ejercicio.

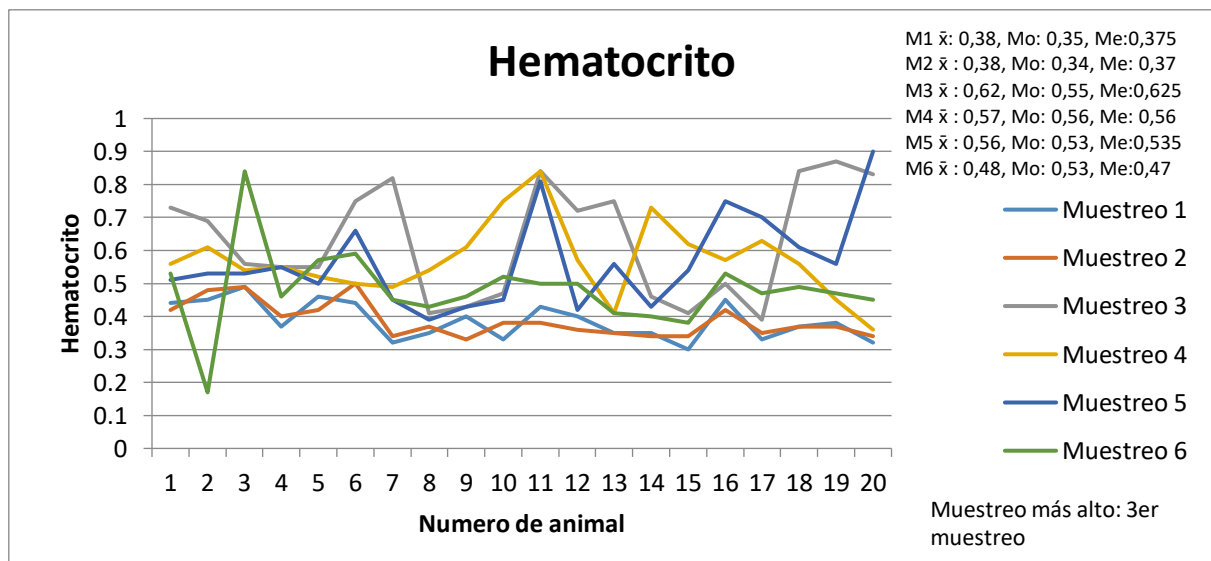


Figura 34. Resultados hematocrito.

La figura 35 muestra los resultados de hemoglobina de todos los animales en cada

uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el tercero con una media de 188, los valores normales de este parámetro se encuentra entre 111-190 d/dL y varios animales se encuentren por encima de estos valores (Véase anexo 4) especialmente en el tercer muestreo. Esto puede ser debido a la altura en la que se encuentran los animales, especialmente los que son de sistema extensivo, ya que les exige mayor aporte de oxígeno, por el requerimiento igualmente de oxígeno que tienen por su trabajo, por parasitosis crónica o si esta alto por inflamación o que el animal no estuvo tranquilo al momento de tomar la muestra.

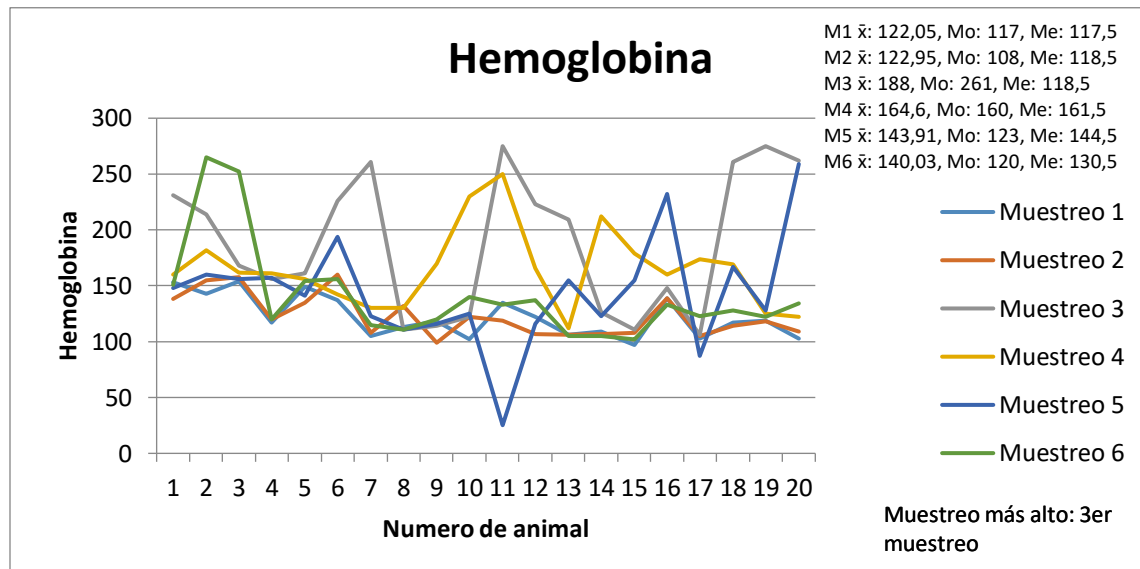


Figura 35. Resultados hemoglobina.

La figura 36 muestra los resultados de eritrocitos de todos los animales en cada uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el tercero con una media de 0,62, los valores normales de este parámetro se encuentra entre 6,5 – 12,5 10⁹/L y varios animales se encuentren por encima de estos valores (Véase anexo 4), incluso las medias de los muestreos 3 y 5 se encuentran sobre 12,5. Esto puede ser al igual que el hematocrito por deshidratación, parasitosis severas, cuadros de inflamación u otras enfermedades pero este es más severo ya que si el HCT está muy aumentado y eritrocitos están aumentados de igual manera junto

con otros parámetros se debe tomar en cuenta si esta hemoconcentrado y no solo policitémico.

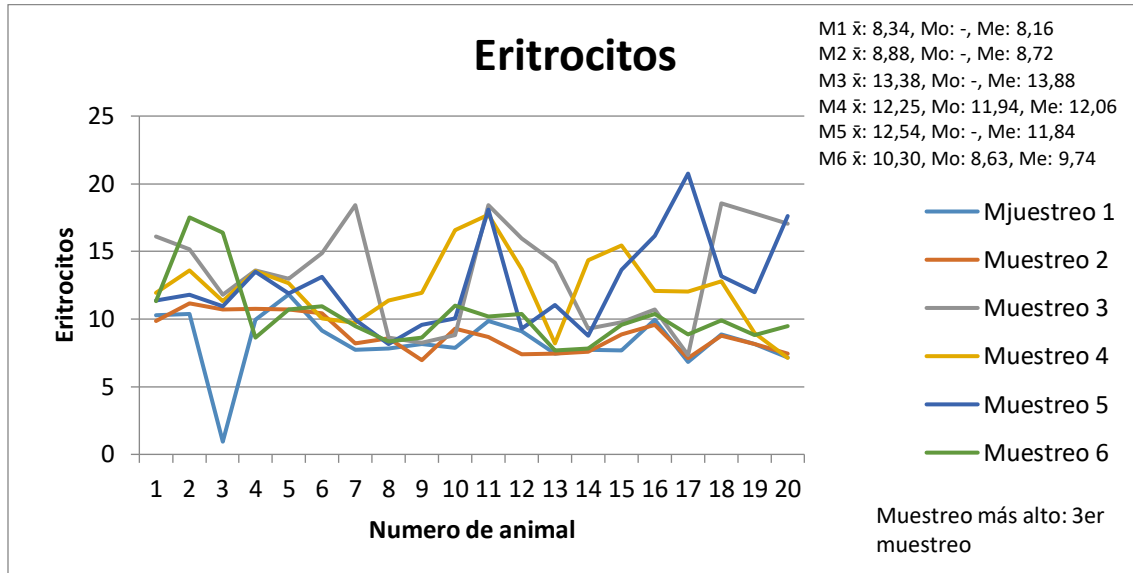


Figura 36. Resultados eritrocitos.

La figura 37 muestra los resultados de VGM (volumen globular medio) de todos los animales en cada uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el sexto con una media de 50,5, los valores normales de este parámetro se encuentra entre 34 – 58 fL y todos los animales se mantuvieron en este rango (Véase anexo 4). Recordemos que el VGM mide el tamaño de los eritrocitos y nos ayuda a clasificar las anemias de acuerdo a la anomalía en tamaño de los eritrocitos.

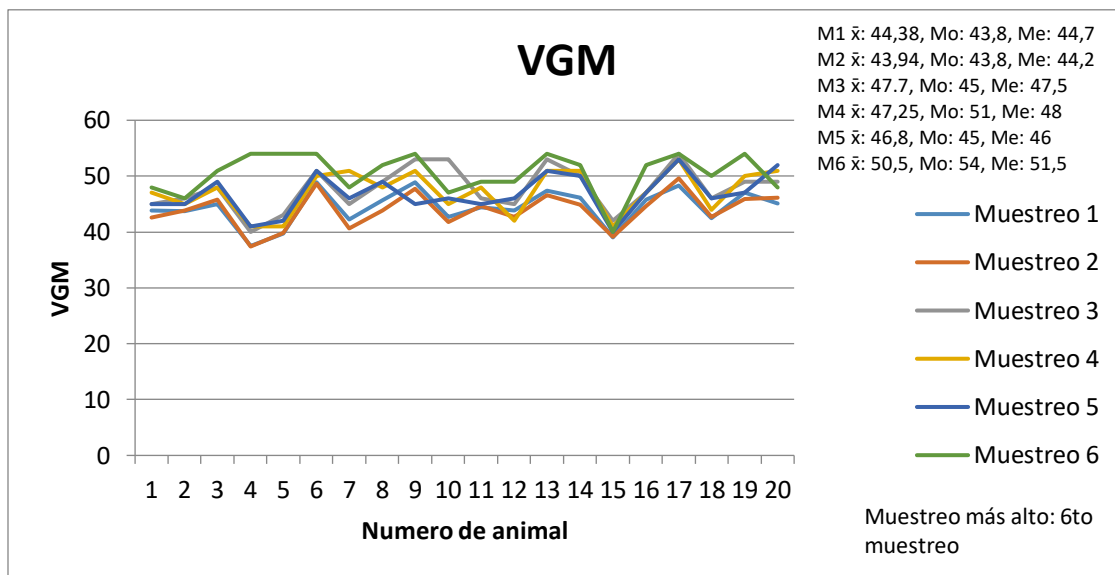


Figura 37. Resultados VGM.

La figura 38 muestra los resultados de CGMH (Concentración de hemoglobina globular media) de todos los animales en cada uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el segundo con una media de 314,65, los valores normales de este parámetro se encuentra entre 310 – 370 g/dL y varios animales se encuentren por debajo de estos valores (Véase anexo 4), incluso las medias de los muestreos 1, 3, 4 y 5 se encuentran debajo 310. Esto puede ser debido a anemia ferropénica, parasitosis, cuadros de inflamación o por la altura en la que se encuentran los animales que es más demandante de oxígeno y por lo tanto de hemoglobina.

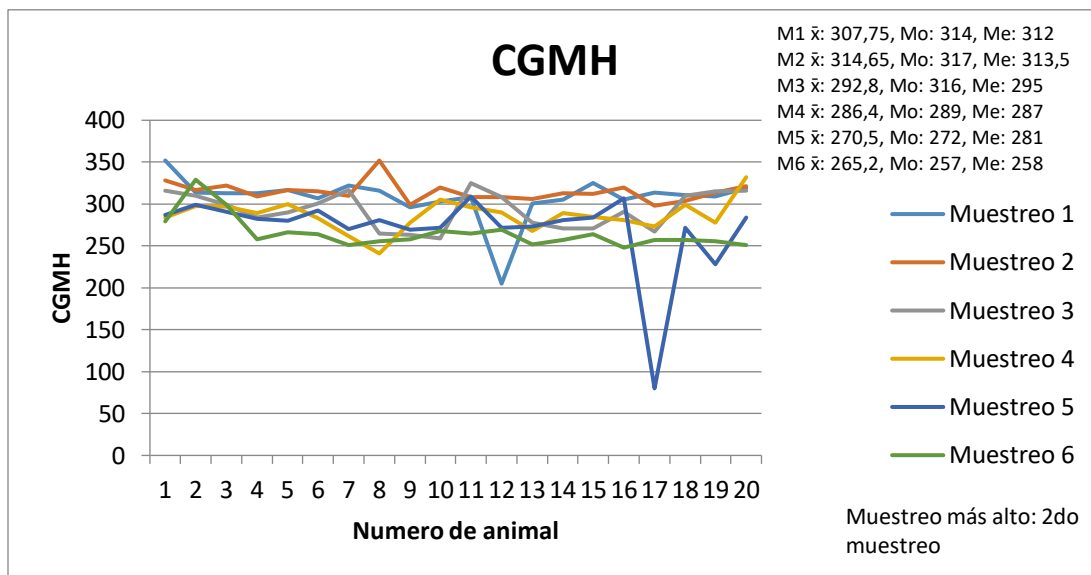


Figura 38. Resultados CGMH.

La figura 39 muestra los resultados de plaquetas de todos los animales en cada uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el primero con una media de 178,65, los valores normales de este parámetro se encuentra entre 100 – 600 * 10⁹/dL y pocos animales se encuentran por debajo de estos valores (Véase anexo 4) especialmente en el muestreo 4. Esto puede ser debido a hemorragias, enfermedades de medula ósea que afecte su producción o problemas con el hígado en donde se realiza su descomposición o por deficiencia en Vit B12. En el caso de anemia infecciosa equina las plaquetas se encuentran bajas y si se analiza plaquetas y fibrinógeno (importante en el caballo) se puede tener una idea del nivel de coagulación del animal

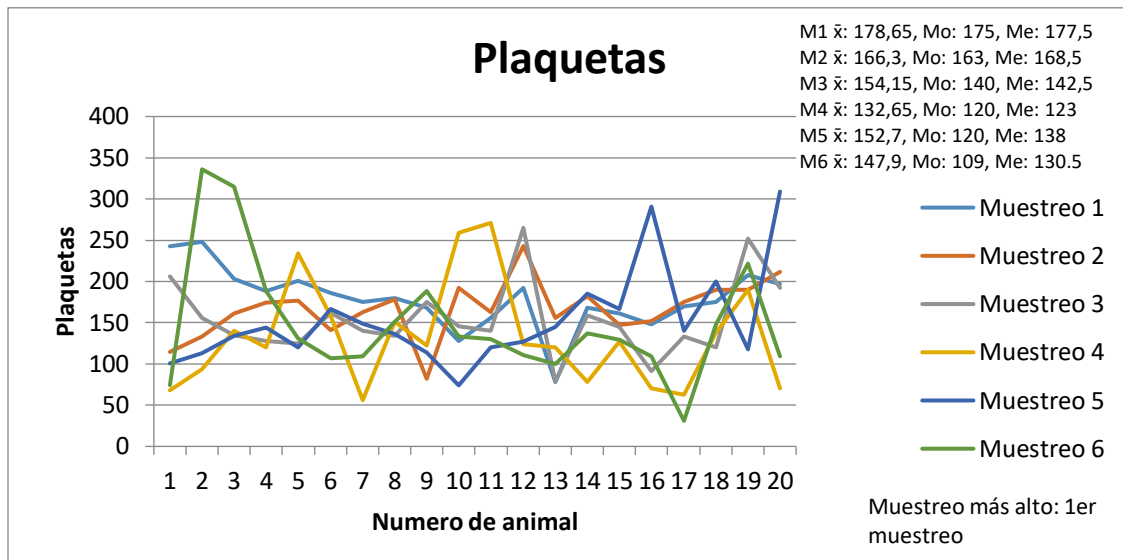


Figura 39. Resultados plaquetas.

La figura 40 muestra los resultados de Leucocitos de todos los animales en cada uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el primero con una media de 9, los valores normales de este parámetro se encuentra entre 5,5 – 12,5 *10⁹/L y pocos animales se encontraron por encima o debajo de estos valores (Véase anexo 4). Esto puede ser debido a infecciones como bacterias o parásitos, respuesta del sistema inmune como a agentes extraños o alergias o enfermedades autoinmunes, otras causas más simples si se encuentran por debajo del rango normal es estrés o dolor.

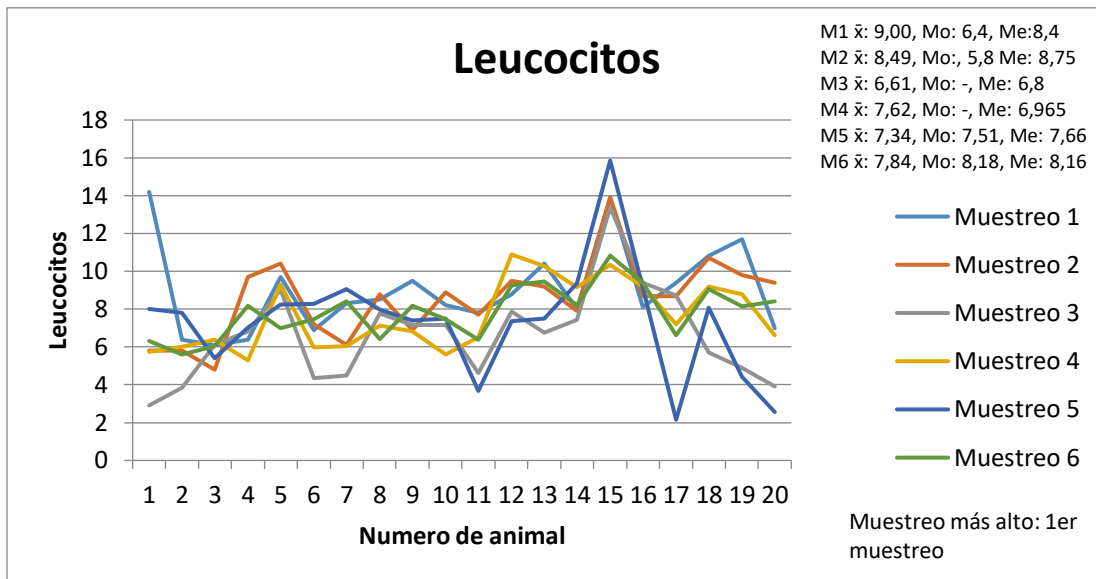


Figura 40. Resultados Leucocitos.

La figura 41 muestra los resultados de Neutrófilos de todos los animales en cada uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el primero con una media de 4,84, los valores normales de este parámetro se encuentran entre 2,7 – 6,7 y pocos animales se encuentran por encima o debajo de estos valores (Véase anexo 4). Esto puede ser debido a infecciones bacterianas o enfermedades de producción de los mismos o cuadros de inflamación. Y si se encuentran por debajo de lo normal suele ser por estrés crónico o virus

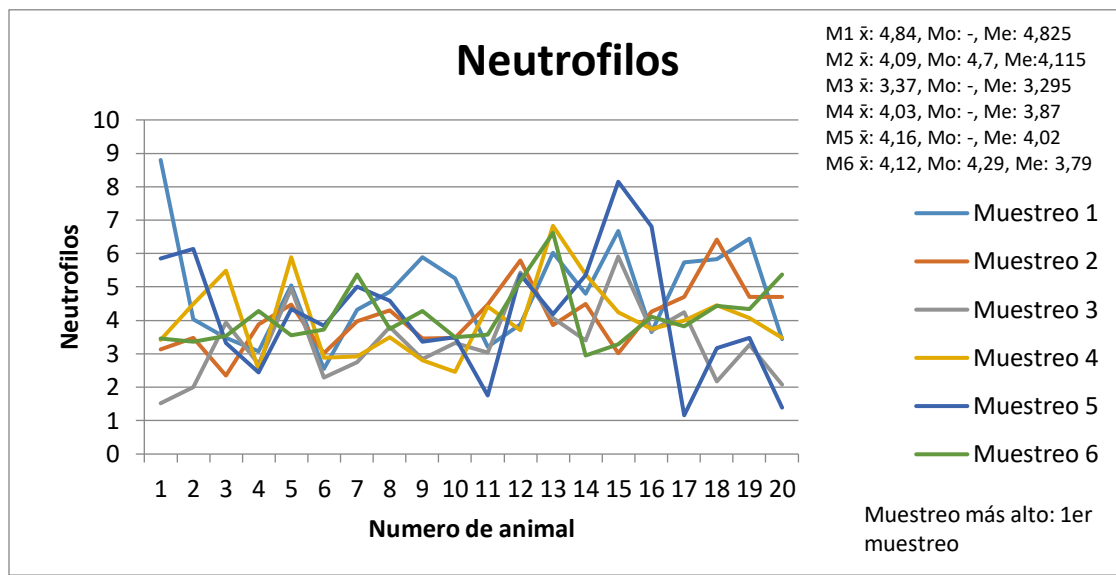


Figura 41. Resultados Neutrófilos.

La figura 42 muestra los resultados de linfocitos de todos los animales en cada uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el primero con una media de 3,57, los valores normales de este parámetro se encuentra entre 1,5 – 7,5 y pocos animales se encuentren por debajo de estos valores (Véase anexo 4). Esto puede ser debido a infecciones víricas o enfermedades en la que intervenga el sistema inmunitario y si es bajo de lo normal puede ser por estrés crónico, crecimiento o incluso solamente por el temperamento nervioso del animal en el cual está involucrada la raza.

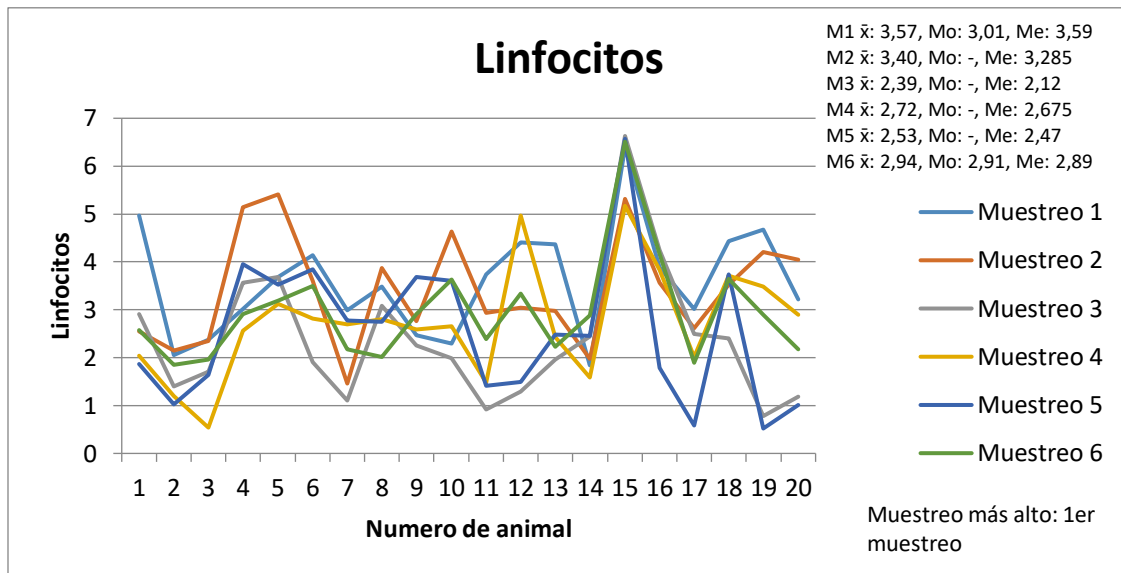


Figura 42. Resultados Linfocitos.

La figura 43 muestra los resultados de monocitos de todos los animales en cada uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el segundo con una media de 0,27, los valores normales de este parámetro se encuentra entre 0- 0,8 *10⁹/L, y todos los animales se encontraron dentro de este rango (Véase anexo 4).

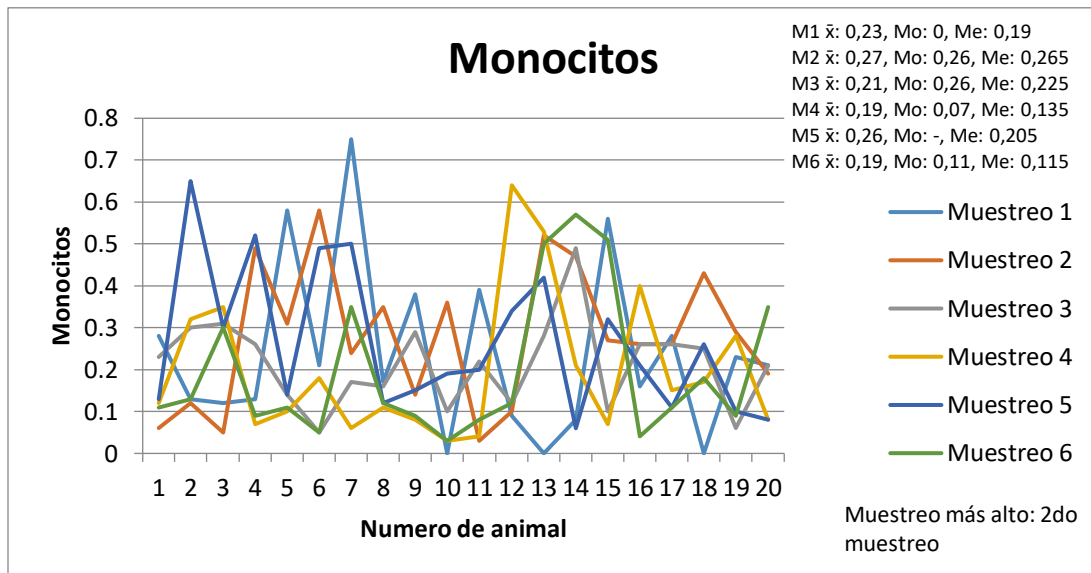


Figura 43. Resultados Monocitos.

La figura 44 muestra los resultados de eosinófilos de todos los animales en cada uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el tercero con una media de 0,76, los valores normales de este parámetro se encuentra entre 0 – 1,2 *10⁹/L y pocos animales se encontraron por encima de estos valores (Véase anexo 4) en especial en el muestreo 3. Esto puede ser debido a alergias, problemas en el sistema respiratorio, o por parasitosis.

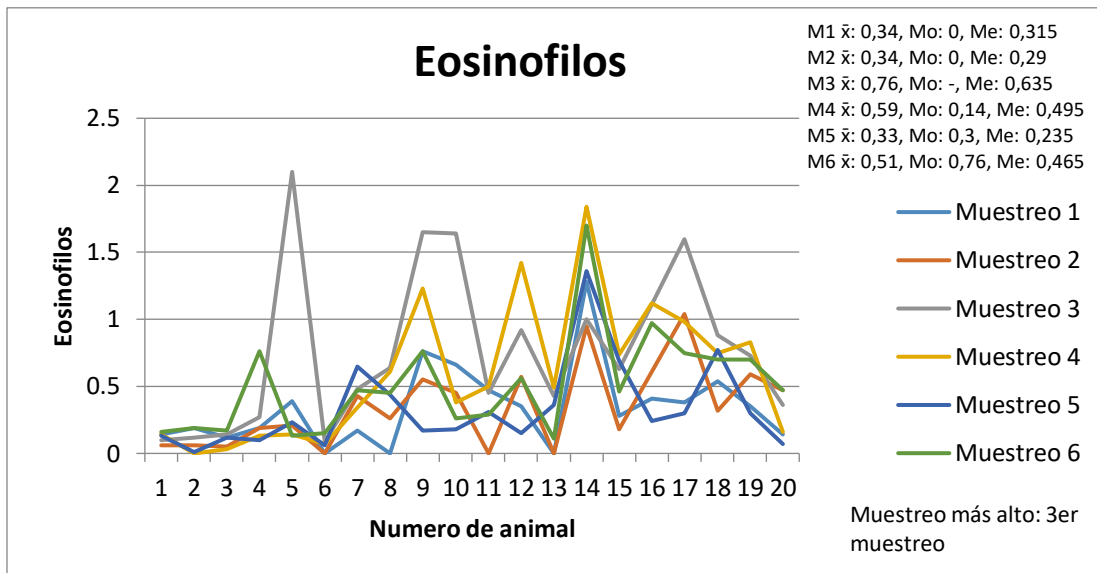


Figura 44. Resultados Eosinófilos .

La figura 45 muestra los resultados de basófilos de todos los animales en cada uno de los muestreos, en este caso el muestreo más alto fue el sexto con una media de 0,065, los valores normales de este parámetro se encuentra entre 0 – 0,2 y todos los animales se mantuvieron dentro de este rango (Véase anexo 4).

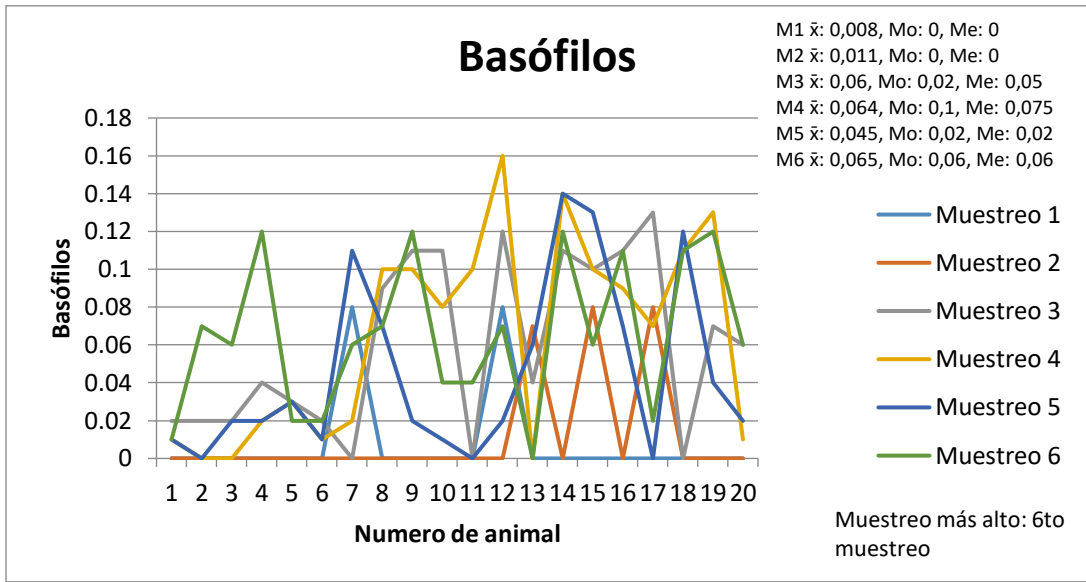


Figura 45. Resultados Basófilos.

4.3 Resultados análisis estadísticos

Carga parasitaria comparada por muestreos:

El ANOVA es utilizado para analizar si existe o no diferencias entre medias de grupos pero los ejemplares deben ser los mismos analizados en cada grupo. Por ejemplo en este caso que solamente se dividen a los caballos por grupos en los muestreos y por sistema de crianza pero son los mismos ejemplares analizados en diferentes tiempos. En el caso de la hipótesis en ANOVA la hipótesis nula en estudio es que NO existen diferencias entre las medias de los grupos y esta hipótesis se aceptaría si el p valor es $< 0,05$ y en referencia con el estadístico F si este tiene un numero grande muestra que las variables (grupos) dependen uno del otro que en este caso sería que el sistema de crianza depende de los resultados de la carga parasitaria.

Tabla 21. *Anova por muestreo.*

Within Subjects Effects					
	Sum of Squares	df	Mean Square	F	p
RM Factor 1	3.750e +6	5	749937.500	6.976	< .001
Residual	1.021e +7	95	107507.675		

Note. Type III Sum of Squares

El ANOVA por muestreo se realizó para conocer si las medias de cada uno de los muestreos eran similares o distintas, estas son distintas si existe diferencia significativa es decir si el p valor sea igual o menor a 0,01, lo cual se cumplió en este caso es decir todos los muestreos tienen medias diferentes. (Véase anexos 2 y 3)

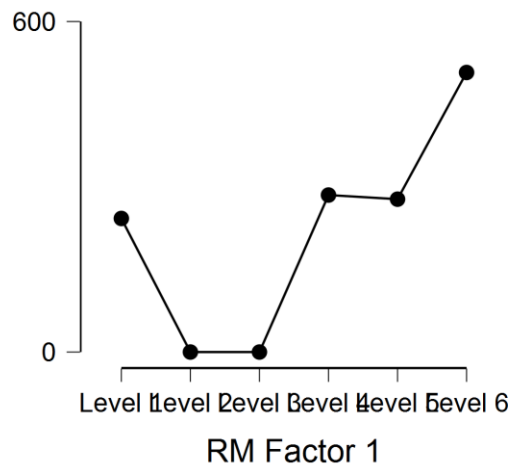


Figura 46. Carga parasitaria por muestreo (reinfestación).

En la figura 46 se puede observar como la carga parasitaria en la reinfestación que fue en el cuarto muestreo va aumentando incluso a un mayor número que el primer muestreo, en el quinto muestreo baja la media un poco y en el sexto muestreo esta aumenta considerablemente siendo el muestreo con la media más alta del estudio, todos las medias de los muestreos son distintas a excepción del muestreo 2 y 3 en los cuales en el análisis no hay respuesta (NaN) ya que los resultados fueron 0 hpg para todos los animales. (Véase anexos 2 y 3)

Los resultados se pueden deber a que:

- En *S.edentatus* los huevos se producen aproximadamente 300 – 320 días después de la infección, en *S equinus* después de 260 días y en *S. vulgaris* después de 200 días, esto justificaría el porque la media general de los muestreos fue aumentando siendo el último muestreo el de media más alta ya que los parásitos con los que se habían infectados los animales anteriormente que eran jóvenes, los cuales se encuentran en arterias, nódulos, hígado, etc, ya maduraron y pueden producir huevos, estas larvas son las que se encuentran en ciego y colon (Ruíz González, 2007) (Christley, 2013)

Carga parasitaria relacionada con sistema de crianza:

Primer muestreo

Tabla 22. Anova por sistema de crianza en muestreo 1.

Within Subjects Effects					
	Sum of Squares	df	Mean Square	F	p
RM Factor 1	4375.000	1	4375.000	0.086	0.774
Residual	661875.000	13	50913.462		

Note. Type III Sum of Squares

La prueba estadística ANOVA mostró que si existe diferencia significativa entre las medias de las cargas parasitarias por cada muestreo ya que su p valor es $> 0,005$ es decir que las medias son distintas, por lo que sí existe diferencia en los resultados de la carga parasitaria dependiendo del sistema de crianza y según el estadístico F al ser mayor a cero muestra que si depende los resultados de la carga parasitaria del sistema de crianza.

Los resultados de este primer muestreo se puede deber a que:

- El número de hpg. varía mucho entre cada animal y no existe en cada grupo (caballos de sistema intensivo o extensivo) una constante en carga parasitaria que se repita, esto se debe a que en el caso de nematodos como lo son los *Strongylus spp.* existe una variación muy amplia en el número de carga parasitaria dentro de una misma población ya que a diferencia de lo protozoos la cantidad de parásitos presente en un individuo es el número de parásitos que ha obtenido acceso al hospedador porque estos parásitos no se replican dentro del hospedador. Es por esto que causan enfermedades subclínicas en su mayoría con alta morbilidad y con baja mortalidad pero si el hospedador no está completamente adaptado, por ejemplo cuando es joven y no es inmunocompetente, o se encuentra parasitado en cantidades altas puede llegar a ser letal (Tizard, 2013).

- La carga parasitada en un hospedador está controlada por la genética, factores externos como la nutrición y el ambiente y por la respuesta del hospedador (inmunidad) es por ello que la carga parasitaria en los dos grupos, caballos de sistema intensivo y extensivo, son muy diferentes ya que por ejemplo en el sistema extensivo al quizá no tener pastos que cubran los requerimientos nutricionales de los caballos y que el manejo sea propicio para la propagación parasitaria hace que estos animales tengan un mayor número de carga parasitaria que los de sistema intensivo, pero a su vez como pudimos observar en los resultados esto no siempre es una regla porque no solo depende de factores externos sino que el número de hpg. es individualizado ya que cada animal tiene una respuesta inmune diferente que en el caso de los animales de sistema extensivo al estar en contacto frecuente con los parásitos es más fácil crear una respuesta inmunitaria más alta y rápida (Tizard, 2013).
- Otro punto a recalcar es que en animales sin control de diseminación parasitaria y que no se han usado antiparasitarios como es el caso del grupo de sistema extensivo, existe competencia entre diferentes especies de helmintos y otros tipos de parásitos por hábitat y nutrientes, esto hace que varíe la carga parasitaria para cada parásito por ello puede ser que en los resultados como pudimos observar este grupo de caballos tuvo la media de hpg. menor que la de sistema intensivo (Tizard, 2013).
- Los *Strongylus spp.* viven en rincones húmedos, sombríos o no muy calientes, en sequedad mueren a los 5 minutos, o en sol directo mueren a las 2 horas, entonces el mantenimiento de los corrales limpios, libres de heces, secos y soleados reduce la contaminación y este manejo es más difícil realizarlo en sistema extensivo como se

puede ver en los resultados donde los caballos que pertenecen a este grupo poseen mayor carga parasitaria (Barriga, 2002).

Segundo muestreo y tercer muestreo:

Tabla 23. *Anova por sistema crianza en muestreo 2 y 3.*

Within Subjects Effects					
	Sum of Squares	df	Mean Square	F	p
RM Factor 1	0.000	1	0.000	NaN	NaN
Residual	0.000	5	0.000		

Note. Type III Sum of Squares

En estos muestreos 2 y 3 ya que los resultados fueron 0 pg. para todos los caballos de ambos sistemas de crianza, el análisis estadístico no genera una respuesta (NaN) tanto para p valor como para estadístico F.

Los resultados pueden deberse a que:

- Como se pudo observar en los resultados la efectividad del desparasitante fue del 100 %, esto puede deberse a que los estróngilos grandes y pequeños han desarrollado resistencia a varios antihelmínticos pero no a las lactonas macrocíclicas como la ivermectina que fue el producto utilizado para este estudio (Wale, 2001).
- Solo 3 tipos de antihelmínticos son viables en amplio espectro para helmintos los cuales son benzimidazoles, lactonas macrocíclicas y pyrantel. De estas las lactonas macrocíclicas, la cual se utilizó en el estudio, ataca formas luminales, larvas en mucosa e incluso larvas jóvenes (Jacobs Dennis, 2016)

Cuarto muestreo:

Tabla 24. *Anova por sistema de crianza en muestreo 4*

Within Subjects Effects					
	Sum of Squares	df	Mean Square	F	p
RM Factor 1	300833.333	1	300833.333	4.570	0.086
Residual	329166.667	5	65833.333		

Note. Type III Sum of Squares

La prueba estadística ANOVA mostró que si existe diferencia significativa entre las medias de las cargas parasitarias por cada muestreo ya que su p valor es $> 0,005$ es decir que las medias son distintas, por lo que en este muestreo sí existe diferencia en los resultados de la carga parasitaria dependiendo del sistema de crianza y según el estadístico F al ser mayor a cero muestra que si depende los resultados de la carga parasitaria del sistema de crianza.

Los resultados pudieron deberse a que:

- El periodo de reaparición de huevos después del uso de antihelmínticos depende de cuantos estadios larvarios mate el producto pero este periodo oscila entre 5 – 14 semanas y si existe resistencia se produce un acortamiento de este periodo, en el estudio realizado los resultados de este periodo fueron de 75 días o 11 semanas por lo cual se encuentra en el periodo mencionado por el actor (Jacobs Dennis, 2016)
- Como el anterior punto mencionado, el tiempo que se mantuvieron los animales con 0 pg. es el esperado ya que la ivermectina, el cual es el producto utilizado en el estudio, mata a larvas adultas y suprime la producción de huevos por 6 semanas aproximadamente, la moxidectina por 12 semanas y los benzimidazoles por 4 semanas, y durante las próximas 2 semanas la producción de huevos suele ser baja, pero después de este tiempo salen los huevos de anteriores larvas que eran jóvenes que no suelen morir con los tratamientos antihelmínticos o si hubo reinfestación por lo tanto se recomienda una

segunda desparasitación a las 6 u 8 semanas, lo negativo de realizar esta actividad es que principalmente los ciatostómidos crean resistencia al antiparasitario y la mejor alternativa es el uso de coproparasitarios previos a la desparasitación (Barriga, 2002).

Quinto muestreo:

Tabla 25. *Anova por sistema de crianza en muestreo 5.*

Within Subjects Effects					
	Sum of Squares	df	Mean Square	F	p
RM Factor 1	140833.333	1	140833.333	9.185	0.029
Residual	76666.667	5	15333.333		

Note. Type III Sum of Squares

La prueba estadística ANOVA mostro que si existe diferencia significativa entre las medias de las cargas parasitarias por cada muestreo ya que su p valor es $> 0,005$ es decir que las medias son distintas, por lo que en este muestreo sí existe diferencia en los resultados de la carga parasitaria dependiendo del sistema de crianza y según el estadístico F al ser mayor a cero muestra que si depende los resultados de la carga parasitaria del sistema de crianza.

Estos resultados pueden deberse a que:

- Desde el cuarto muestreo la carga parasitaria fue mayor para sistema extensivo, esto es muy común por el manejo que estos tienen, los equinos mantienen infecciones por *Strongylus spp.* ya que existe un constante reciclaje de parásitos entre los animales y su ambiente, los equinos pasan grandes cantidades de huevos y estos se desarrollan en el potrero y así los caballos vuelven a infectarse, un factor que apoya mucho a la diseminación de los parásitos es la lluvia, el sector donde se realizó el estudio tiene una pluviosidad alta, ya que las larvas no son muy movibles y solo se alejan hasta 15 cm de las heces

pero por la lluvia y las pisadas de los animales estas larvas logran disgregarse con facilidad, tenemos que tener en cuenta también que este grupo de animales no eran desparasitados y al desparasitarlos se les quita sus varias formas de inmunidad contra los parásitos, que se explican a lo largo de los resultados, que generan los animales que son criados de esta manera (Barriga, 2002).

Sexto muestreo:

Tabla 26. *Anova por sistema de crianza en muestreo 6*

Within Subjects Effects					
	Sum of Squares	df	Mean Square	F	p
RM Factor 1	725208.333	1	725208.333	1.153	0.332
Residual	3.144e +6	5	628708.333		

Note. Type III Sum of Squares

La prueba estadística ANOVA mostro que si existe diferencia significativa entre las medias de las cargas parasitarias por cada muestreo ya que su p valor es $> 0,005$ es decir que las medias son distintas, por lo que en este muestreo sí existe diferencia en los resultados de la carga parasitaria dependiendo del sistema de crianza y según el estadístico F al ser mayor a cero muestra que si depende los resultados de la carga parasitaria del sistema de crianza.

Los resultados podrían deberse a que:

- La carga parasitaria de una población va a depender de cuando se realizó la infestación parasitaria y en que estadio larvario se encuentre, los primeros huevos aparecen en heces a los 6-7 meses para *S.vulgaris*, 9 meses para *S.equinus* y 11 meses para *S.edentatus*, después de la infección esto explicaría porque en los últimos muestreos la carga parasitaria aumento en general ya que las larvas ya eran adultas y podían producir huevos (Barriga, 2002).

T test aplicada a cada muestreo:

El t test es utilizado para analizar la semejanza o diferencia de las medias de 2 grupos (las medias de la muestra y la media de la población), los grupos o medias deben ser dependientes y tiene que ser un mismo grupo que se evalúa varias veces es decir son muestras repetidas, la población debe seguir una distribución normal. La hipótesis nula que se quiere aceptar es que la media de los grupos o muestra es igual a la de la población.

Tabla 27. *T test por muestreo*

Paired Samples T-Test

	t	df	p
Muestreo1.i - Muestre1.e	1.163	5	0.297
Muestreo4.i - Muestreo4.e	-2.138	5	0.086
Muestreo5.i - Muestreo5.e	-3.031	5	0.029
Muestreo6.i - Muestreo6.e	-1.074	5	0.332

Note. Student's t-test.

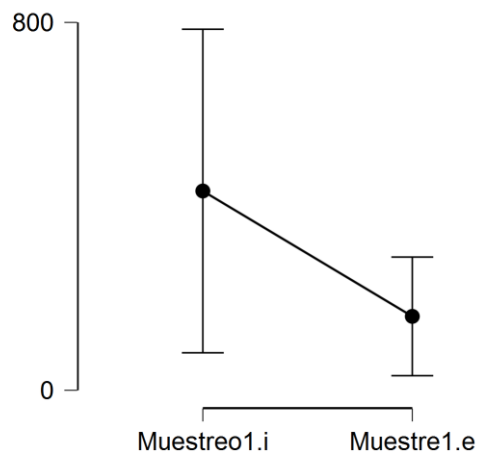


Figura 47. T test muestreo 1.

Paired Samples T-Test

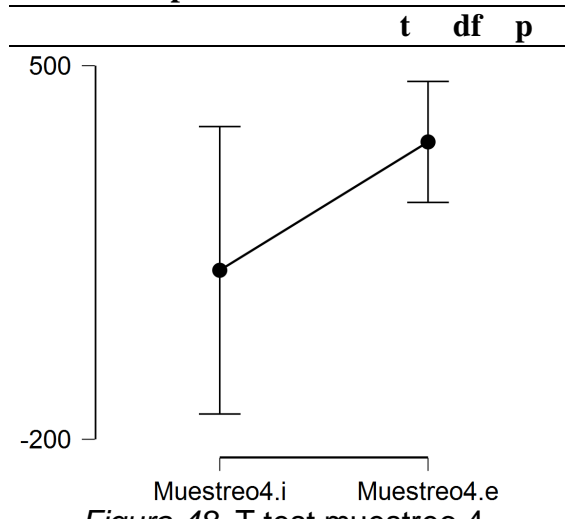


Figura 48. T test muestreo 4.

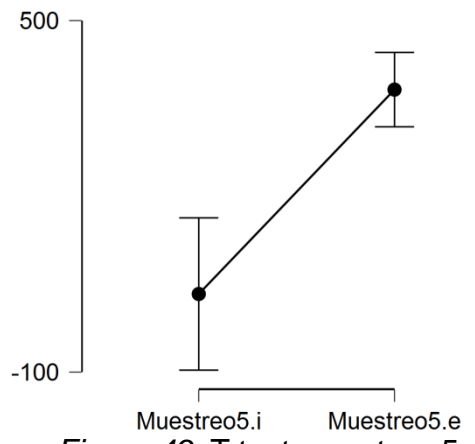


Figura 49. T test muestreo 5.

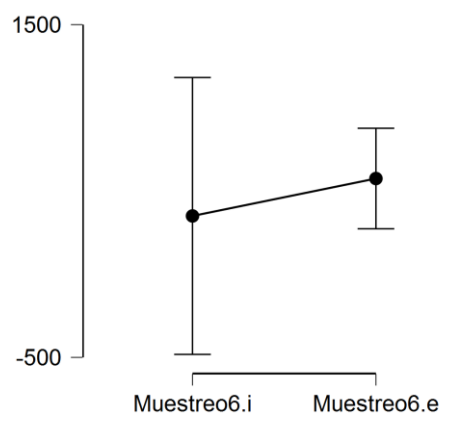


Figura 50. T test muestreo 6.

Paired Samples T-Test

t	df	p
---	----	---

Para que la prueba tenga diferencias significativas y se acepte la hipótesis nula el p valor debe ser < 0.001 . En este estudio ninguna de las muestras mostró diferencias significativas según su p valor lo que demuestra que todas las medias de sistema intensivo y de sistema extensivo en todos los muestreos son diferentes. Además según la muestra de la población que es la esperada que en este caso sería 200 hpg, ninguna de las medias de los muestreos nos da ese valor.

- En el muestreo 1, en el sistema intensivo la media es de 173 entonces es menor a la esperada al igual que la de sistema extensivo en la cual la media es de 160
- El muestreo 2 y 3 no tiene respuesta en el análisis estadístico ya que los resultados fueron 0 hpg. para todos los animales de ambos sistemas de crianza
- En el muestreo 4, en el sistema intensivo la media es de 116 entonces es menor a la esperada por el contrario la de sistema extensivo que es mayor a la esperada con una media de 357
- En el muestreo 5, en el sistema intensivo la media es de 33 entonces es menor a la esperada por el contrario la de sistema extensivo que es mayor a la esperada con una media de 382
- En el muestreo 6, en el sistema intensivo la media es de 350 entonces es mayor a la esperada al igual que la de sistema extensivo en la cual la media es de 575 (Véase anexo 3)

En las figuras generadas por el programa estadístico se puede observar que en todos los muestreos en el caso del sistema intensivo el rango es amplio ya que algunos animales tenían pocos hpg. pero otros del mismo grupo tenían número de hpg. altos. Además en el muestreo 1 se puede observar en la gráfica que el sistema intensivo se encuentra sobre el extensivo ya que este tuvo una media

mayor, en el muestreo 4, 5 y 6 es todo lo contrario, el sistema extensivo se encuentra sobre el intensivo.

Los resultados pueden deberse a que:

- A partir del muestreo 4 se pudo observar en los resultados que el sistema extensivo poseía una media de carga parasitaria mayor al de intensivo esto puede deberse al manejo de cada grupo de animales, la rotación de potrero y remover heces diariamente si es posible son importantes factores de manejo los cuales no se realizan en el grupo de sistema extensivo y en el intensivo no se tiene ese problema ya que los animales se alimentan la mayoría de veces no directamente del potrero sino en sus respectivas pesebreras donde pasan la mayoría de su tiempo y las heces se recogen de allí frecuentemente (Christley, 2013).
- La carga parasitaria de una población en equinos se ve influenciada por varios factores, uno de ellos es la edad de los animales ya que adquieren, en el caso de ciatostómidos, inmunidad los animales con el paso del tiempo, el número de hpg. es disperso más en caballos adultos es decir que baja su carga parasitaria pero esto no quiere decir que no tengan parásitos porque la respuesta inmune afecta la fecundidad de las larvas adultas pero no afecta la supervivencia de las mismas creando refugia (“parásitos beneficiarios”).Entonces la carga parasitaria de un grupo depende de varias cosas no solamente del manejo del mismo, con esto se explicaría porque en el primer muestreo el sistema intensivo tuvo un mayor número de parásitos que los de extensivo, además de que los animales de sistema intensivo pudieron crear resistencia a los productos antihelmínticos ya que se les desparasitaba frecuentemente y sin análisis coprológico (Wale, 2001)

- La resistencia a los parásitos se da por la exposición del hospedador a los mismos, además otra manera de “auto curación” es en animales adultos que poseen parasitosis crónica, donde la larva infestante (L3) induce eventos no específicos que causan la expulsión de gusanos adultos (L4) existentes en el lumen. Por lo tanto esto explicaría por qué en el muestreo 1 los animales de sistema intensivo tuvieron mayor media de hpg que los de extensivo ya que estos tienen maneras naturales y fisiológicas de resistencias a los parásitos (Wale, 2001).
- Otra manera natural es cuando a los caballos se les permite expresar patrones de comportamiento natural como los del grupo de sistema extensivo donde ellos defecan en algunas partes del campo (the roughs) mientras que son otras áreas (the lawn's) destinadas para el pastoreo pero esto cuando se sobrealimenta a los caballos ya no sirve porque los animales se ven obligados a comer la hierba contaminada (Jacobs, Dennis; Fox, Mark; Gibbons, Lynda; Hermosilla, 2016).
- Otra forma de inmunidad que poseen los caballos que se encuentran muy expuestos a parásitos es que cuando los animales se reinfectan, las L4 o larvas adultas permanecen en los quistes que forman por varios meses (hipobiosis larval), esta es un tipo de inmunidad generada por el hospedador, por ello también puede que en el muestreo 1 la carga parasitaria del sistema extensivo haya sido menor al del intensivo (Barriga, 2002)

Test shapiro Wilk para demostrar distribución:

Tabla 28. *Test normalidad Shapiro Wilk.***Test of Normality (Shapiro-Wilk)**

		W	p
Muestreo1.i	- Muestre1.e	0.936	0.629
Muestreo4.i	- Muestreo4.e	0.952	0.759
Muestreo5.i	- Muestreo5.e	0.928	0.563
Muestreo6.i	- Muestreo6.e	0.947	0.718

Note. Significant results suggest a deviation from normality.

Como se mencionó anteriormente para t test la población debe seguir una distribución normal para lo cual se realiza la prueba de Shapiro Wilk que en este caso se analizó la normalidad entre sistema extensivo e intensivo en cada uno de los muestreos, existen diferencias significativas si el p valor es < a 0,05 pero este no fue el caso por lo que sigue una distribución normal.

Tabla 29. *Estadística descriptiva para distribución***Descriptive Statistics**

	Primer muestreo	Cuarto muestreo	Quinto muestreo	Sexto muestreo
Valid	20	20	20	20
Missing	0	0	0	0
Mean	242.500	285.000	277.500	507.500
Std. Deviation	254.577	286.586	390.167	580.443
Shapiro-Wilk	0.724	0.874	0.649	0.725
P-value of Shapiro-Wilk	< .001	0.014	< .001	< .001
Minimum	50.000	0.000	0.000	0.000
Maximum	1100.000	1050.000	1750.000	2550.000

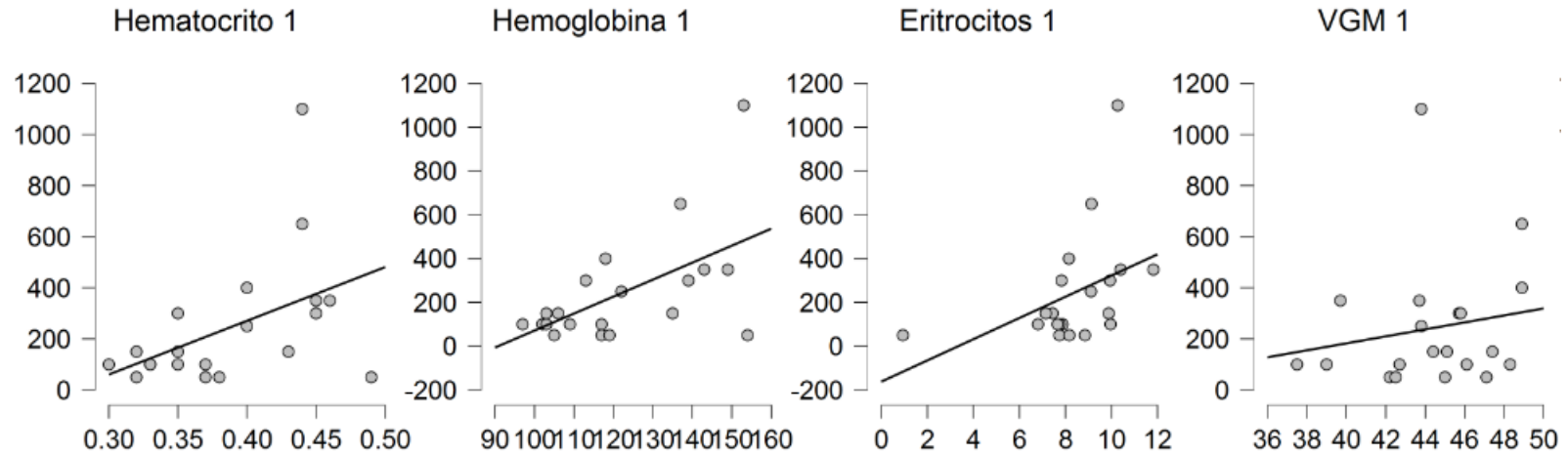
Para el análisis de la distribución de los muestreos se utilizó Shapiro Wilk, El p valor al ser igual o menor a 0,01 muestra que si existen diferencias significativas

como en este caso en todos los muestreos (el muestreo 2 y 3 no entra en el análisis ya que sus resultados fueron 0 hpg para todos los animales) esto quiere decir que las medias de los muestreos no siguieron un patrón ni ascendente ni descendente.

	p-value	0.280	0.697	0.850	0.185	—							
	Pearson's r	0.223	-0.040	0.109	-0.016	0.128	—						
CGMH 1	p-value	0.345	0.867	0.647	0.947	0.590	—						
	Spearman's rho	-0.054	-0.178	-0.038	-0.024	0.467	*	—					
	p-value	0.822	0.454	0.875	0.920	0.038	—						
	Pearson's r	0.426	0.433	0.546	*	0.151	0.166	0.172	—				
Plaquetas 1	p-value	0.061	0.057	0.013	0.526	0.485	0.467	—					
	Spearman's rho	0.146	0.433	0.554	*	0.314	0.176	0.457	*	—			
	p-value	0.540	0.056	0.011	0.178	0.458	0.043	—					
	Pearson's r	0.295	-0.237	-0.131	0.195	0.105	0.229	-0.022	—				
Leucocitos 1	p-value	0.207	0.315	0.582	0.411	0.661	0.332	0.927	—				
	Spearman's rho	0.013	-0.239	-0.190	-0.006	0.023	0.136	-0.114	—				
	p-value	0.955	0.309	0.422	0.980	0.925	0.569	0.633	—				
	Pearson's r	0.145	0.270	0.320	0.382	0.341	0.129	0.143	0.204	—			
Neutrofilos 1	p-value	0.543	0.250	0.169	0.097	0.142	0.588	0.549	0.388	—			
	Spearman's rho	0.021	-0.139	-0.124	-0.014	0.078	0.212	-0.017	0.886	***	—		
	p-value	0.929	0.559	0.602	0.957	0.743	0.369	0.945	< .001	—			
	Pearson's r	0.223	-0.113	-0.038	0.231	0.193	0.022	-0.064	0.752	***	0.087	—	
Linfocitos 1	p-value	0.345	0.636	0.873	0.326	0.416	0.927	0.789	< .001	0.714	—		
	Spearman's rho	0.104	0.009	0.085	0.184	0.058	0.133	0.036	0.664	**	0.345	—	
	p-value	0.661	0.970	0.721	0.437	0.808	0.575	0.880	0.001	0.136	—		
	Pearson's r	0.065	-0.082	0.002	0.173	0.272	0.303	0.166	0.259	0.404	0.215	—	
Monocitos 1	p-value	0.785	0.731	0.994	0.465	0.247	0.194	0.484	0.271	0.077	0.363	—	
	Spearman's rho	0.198	-0.023	0.052	0.108	0.083	0.551	*	0.143	0.244	0.212	0.176	—
	p-value	0.404	0.922	0.826	0.651	0.728	0.012	0.549	0.301	0.370	0.457	—	
Eosinofilos 1	Pearson's r	-0.238	-0.131	-0.204	0.082	0.070	0.170	-0.167	0.018	0.054	-0.368	-0.099	—

	p-value	0.312	0.583	0.387	0.733	0.768	0.473	0.483	0.939	0.821	0.111	0.677	—		
	Spearman's rho	-0.159	-0.013	-0.117	0.185	0.063	0.395	-0.376	0.148	0.192	-0.221	-0.032	—		
	p-value	0.503	0.956	0.623	0.436	0.791	0.084	0.103	0.534	0.417	0.348	0.894	—		
	Pearson's r	-0.124	-0.162	-0.159	0.013	0.149	0.564	**	0.045	-0.068	-0.100	0.037	0.305	-0.090	—
Basofilos 1	p-value	0.602	0.495	0.504	0.958	0.531	0.010	0.852	0.776	0.674	0.877	0.191	0.704	—	
	Spearman's rho	-0.161	-0.174	-0.087	-0.058	0.246	0.058	0.072	0.029	-0.145	0.029	0.116	-0.072	—	
	p-value	0.497	0.463	0.716	0.809	0.296	0.809	0.762	0.904	0.543	0.904	0.626	0.761	—	

* p < .05, ** p < .01, *** p < .001



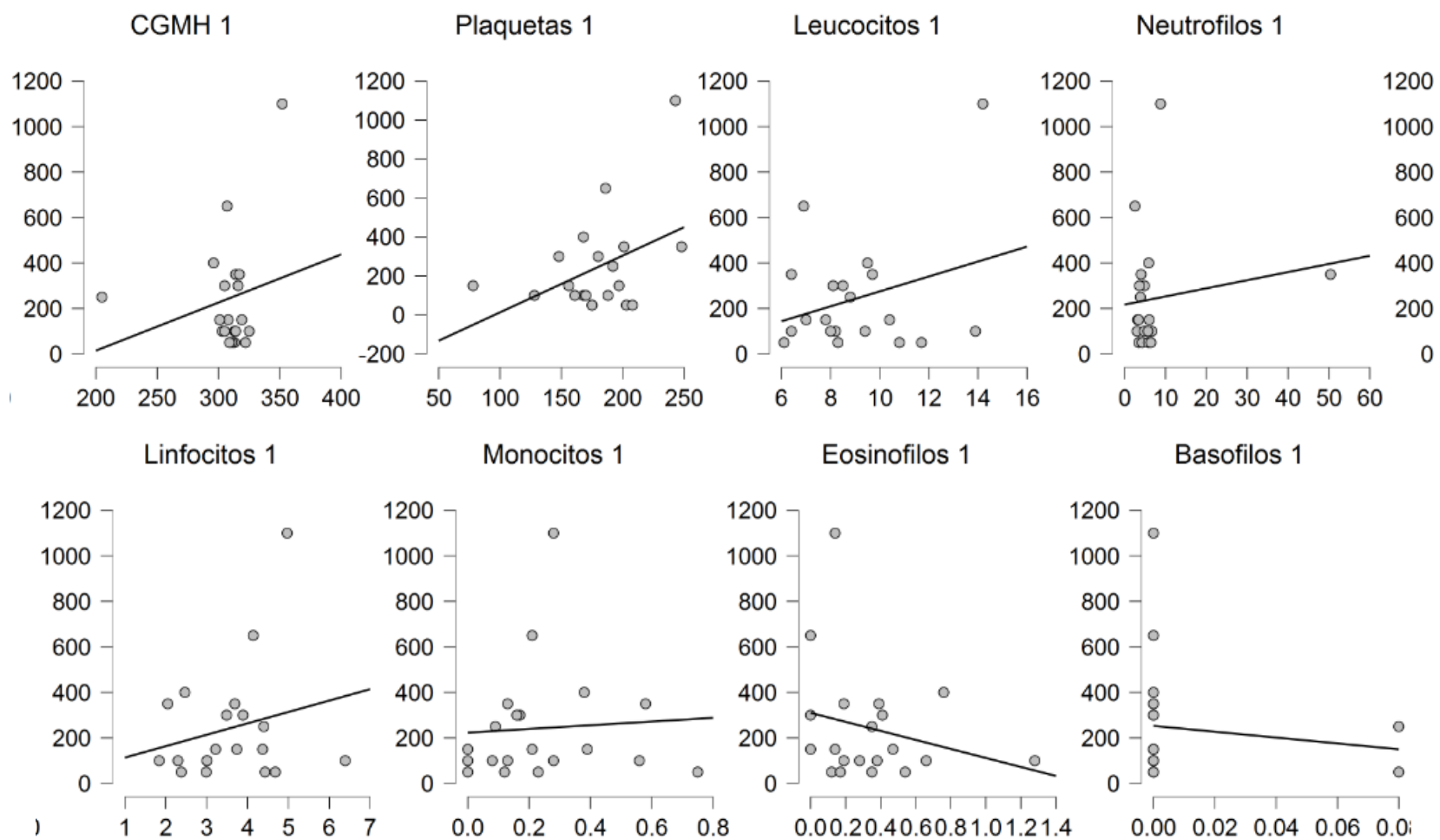


Figura 51. Relación parámetros hematológicos con carga parasitaria del muestreo 1 (Autor, 2019)

Las pruebas de correlaciones se utilizan para analizar la relación entre dos variables y ver si estas están asociadas o dependen una de la otra, en este caso carga parasitaria del primer muestreo con cada uno de los 12 parámetros hematológicos estudiados.

En el estudio se utilizaron dos tipos de correlaciones: la de Pearson, que utiliza variables cuantitativas y continuas, y la correlación de Spearman que utiliza variables cuantitativas de igual manera pero variables tanto continuas como discretas. Ambos coeficientes de correlación se interpretan de la siguiente manera: si el coeficiente se encuentra entre 0 a 1^o >, la relación entre las variables es positiva por el contrario si se encuentra entre -1 a 0 no existe relación entre las variables pero también se puede ver el p valor el cual es significativo si es < o igual a 0,005 demostrando que existe relación fuerte

Resumen de resultados:

1er muestreo	HCT		ERI		Hb		VGM		CGMH		PLT	
	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman
	Sí	Sí	No	Sí	Si	No	No	No	No	No	No	No

LEU		NEU		LIN		MON		EOS		BAS	
Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman
No	No	No	No	No	No	No	No	No	No	No	No

Por lo tanto en este caso las variables que tuvieron relación, basándonos en el p valor lo que demuestra una relación fuerte, son la carga parasitaria del muestreo 1 con el hematocrito, hemoglobina y eritrocitos pero como se puede observar en la tabla de resumen de resultados el hematocrito es el único que fue positivo para la relación en ambos coeficientes, los eritrocitos fueron positivos para Spearman y hemoglobina para Pearson. (Véase anexo 4)

Basándonos en los coeficientes de cada correlación, todos los parámetros hematológicos tendrían relación con la carga parasitaria en este muestreo a

excepción de CGMH en Spearman, y eosinófilos con basófilos en ambos coeficientes. Esto se puede apreciar en las figuras generadas por el mismo programa estadístico donde la línea que se crea es ascendente en todos los gráficos de los parámetros hematológicos menos en los dos últimos que son los de eosinófilos y basófilos.

Los resultados de la relación de parámetros hematológicos con el primer muestreo se pueden deber a que:

- Es importante mencionar que un factor que influye en la parasitosis es la genética que está relacionada con la inmunidad innata y que a su vez se relaciona a la resistencia a estos parásitos por ejemplo las quitinasas juegan un rol importante en la resistencia a helmintos si el animal tiene mayor cantidad de quitinasas que son enzimas que degradan la quitina que está en la cutícula de los helmintos (exoesqueleto) tendrá más resistencia, estas quitinasas son producidas por mastocitos, macrófagos y neutrófilos por lo tanto esto justificaría que en este muestreo como en el cuarto también tanto neutrófilos y monocitos (células próximas a convertirse en macrófagos) se encuentren relacionadas positivamente con la carga parasitaria aunque la relación no sea muy grande (Tizard, 2013).
- Los eosinófilos expuestos a antígenos de *Strongylus spp.* incrementan significativamente la expresión de CGMH de clase 2, esto justificaría la relación positiva de este muestreo de CGMH con la carga parasitaria (Tizard, 2013)
- Las larvas de *Strongylus spp.* son conocidas como gusanos rojos ya que son parásitos hematófagos y tienen sangre de su hospedados en su tracto digestible que llega a ser visible es por esto que tanto hematocrito como eritrocitos se encuentran altos en este muestreo con relación a la carga parasitaria ya que el organismo al tener pérdida de sangre en este caso por los parásitos su respuesta es

producir más eritrocitos y así aumentar el hematocrito enmascarando así el problema principal que sería la anemia por pérdida de sangre, esta misma respuesta del organismo se da por los trombo embolismos que genera los parásitos ya que al tener un mal flujo sanguíneo, la sangre no llega a todos los órganos entonces el organismo trata de compensar esto con producción de más sangre (El HCT, Hb y eritrocitos aumentan por la contracción esplénica) (Christley, 2013) (Caballero, 2013).

- Las células blancas se relacionan a procesos de inflamación y *Strongylus spp.* causa lesiones arteriales que producen arteritis, además estos parásitos generan cólicos intermitentes por trombos en la arteria mesentérica craneal, fiebre, aneurisma en arterias (*S. vulgaris*), lesiones isquémicas focales (*S. vulgaris*) (Stephen M. Keed, 2018), hepatitis (*S. edentatus*), pancreatitis (*S. equinus*), ulceraciones, gastroenteritis eosinofílica en *S. edentatus*, es decir generan varios procesos de inflamación por lo que esto explicaría la relación positiva de parámetros como leucocitos, neutrófilos, linfocitos y monocitos con la carga parasitaria en los muestreos 1 y 4 (Christley, 2013).
- La relación de la carga parasitaria con las células blancas va a depender del estadio larvario y cuando fue el tiempo de reinfestación, en este muestreo están relacionadas posiblemente porque *S. vulgaris* a los 14 días ya se encuentra en la arteria mesentérica craneal, y los estróngilos pequeños ya forman quistes inflamatorios en 14 días igualmente entonces puede que esté en esta fase larvaria y estas células se movilizan por las alteraciones clínicas principalmente inflamaciones (Barriga, 2002). Esto es difícil de conocer en un estudio que no sea in vitro porque se desconoce si los animales se reinfestaron o cuando fue la infestación y en que estadio larvario se encuentra en ese momento.

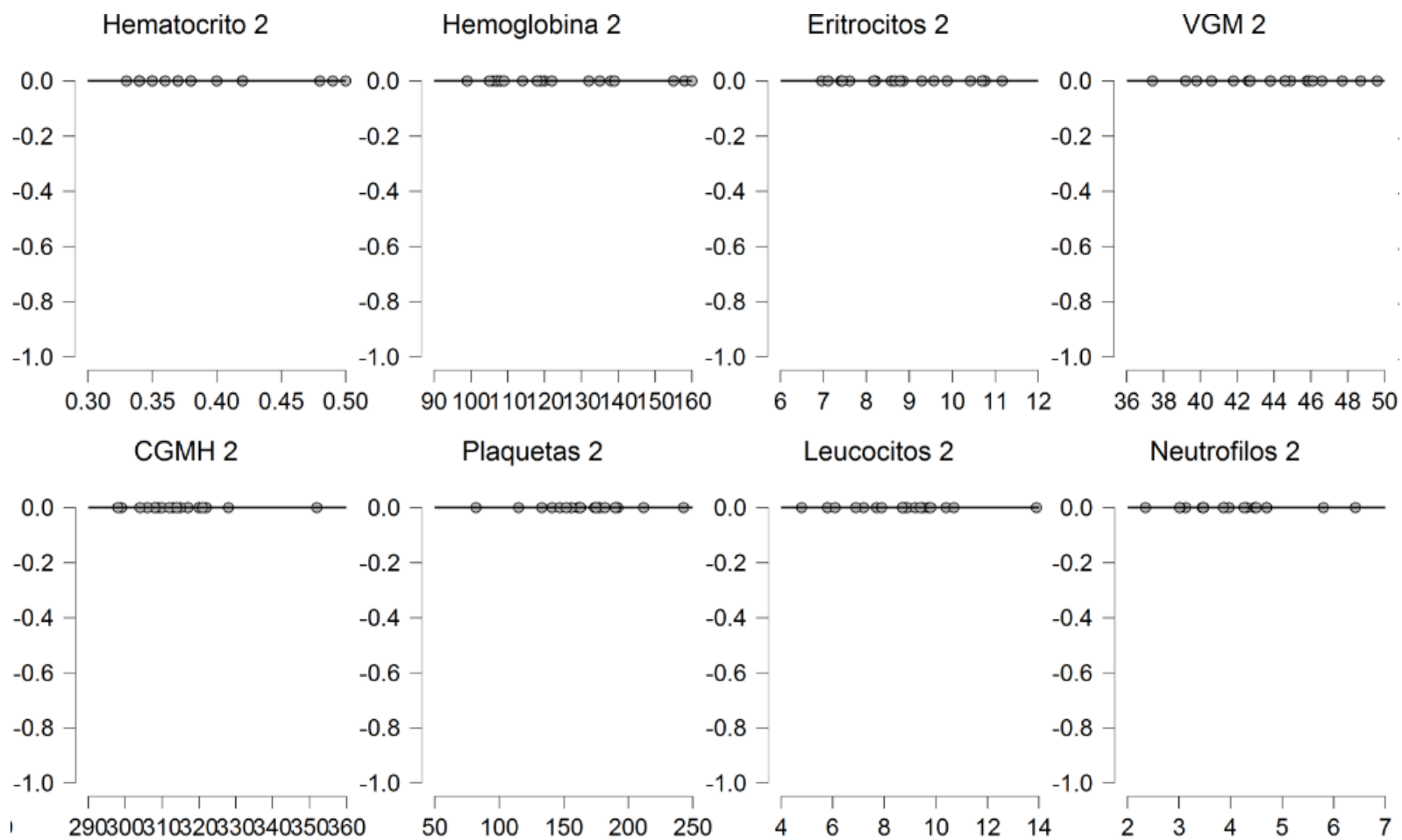
- *Strongylus spp.* causa también trombosis generando así infartos intestinales y peritonitis que finaliza en cólicos a veces letales es de esta manera que puede asociarse la relación positiva de las plaquetas con la carga parasitaria en este muestreo además de que se genera varias lesiones donde existe pérdida de sangre y las plaquetas deben actuar allí (Ruíz González, 2007)

	p-value	NaN	0.774	0.841	0.073	—				
	Spearman's rho	NaN ^a	-0.119	-0.195	-0.486 *	—				
	p-value	NaN	0.616	0.411	0.030	—				
	Pearson's r	NaN ^a	0.287	0.502 *	0.337	0.154	—			
CGMH 2	p-value	NaN	0.220	0.024	0.146	0.517	—			
	Spearman's rho	NaN ^a	0.487 *	0.731 ***	0.520 *	0.183	—			
	p-value	NaN	0.029	< .001	0.019	0.440	—			
	Pearson's r	NaN ^a	-0.245	-0.246	-0.221	0.180	0.066	—		
Plaquetas 2	p-value	NaN	0.297	0.295	0.348	0.446	0.782	—		
	Spearman's rho	NaN ^a	-0.244	-0.241	-0.312	0.121	0.001	—		
	p-value	NaN	0.300	0.305	0.181	0.613	0.996	—		
	Pearson's r	NaN ^a	-0.468 *	-0.459 *	-0.214	0.370	0.139	0.401	—	
Leucocitos 2	p-value	NaN	0.038	0.042	0.364	0.108	0.559	0.079	—	
	Spearman's rho	NaN ^a	-0.269	-0.294	-0.145	0.330	0.240	0.559 *	—	
	p-value	NaN	0.252	0.209	0.541	0.155	0.309	0.010	—	
	Pearson's r	NaN ^a	-0.461 *	-0.479 *	-0.449 *	0.028	0.235	0.650 **	0.406	—
Neutrofilos 2	p-value	NaN	0.041	0.032	0.047	0.906	0.319	0.002	0.076	—
	Spearman's rho	NaN ^a	-0.320	-0.398	-0.478 *	0.085	0.317	0.750 *	0.473 *	—
	p-value	NaN	0.169	0.082	0.033	0.722	0.174	< .001	0.035	—

Linfocitos 2	Pearson's r	NaN ^a	-0.031	-0.010	0.255	0.453 [*]	0.155	0.242	0.762 ^{***}	0.047	—			
	p-value	NaN	0.896	0.968	0.277	0.045	0.515	0.304	<.001	0.845	—			
	Spearman's rho	NaN ^a	0.099	0.149	0.192	0.321	0.154	0.321	0.787 ^{***}	0.068	—			
	p-value	NaN	0.677	0.531	0.414	0.168	0.518	0.168	<.001	0.776	—			
Monocitos 2	Pearson's r	NaN ^a	-0.056	-0.073	0.017	0.032	0.056	0.135	0.375	0.111	0.335	—		
	p-value	NaN	0.814	0.759	0.945	0.895	0.815	0.572	0.104	0.643	0.149	—		
	Spearman's rho	NaN ^a	-0.035	-0.052	0.044	0.012	0.130	0.189	0.469 [*]	0.056	0.427	—		
	p-value	NaN	0.883	0.828	0.855	0.961	0.585	0.425	0.037	0.815	0.060	—		
Eosinofilos 2	Pearson's r	NaN ^a	-0.541 [*]	-0.537 [*]	-0.610 ^{**}	0.264	0.271	0.317	0.139	0.443	-0.164	0.057	—	
	p-value	NaN	0.014	0.015	0.004	0.260	0.248	0.174	0.558	0.051	0.489	0.812	—	
	Spearman's rho	NaN ^a	-0.490 [*]	-0.469 [*]	-0.539 [*]	0.141	0.163	0.482 [*]	0.218	0.578 ^{**}	-0.020	0.018	—	
	p-value	NaN	0.028	0.037	0.014	0.552	0.492	0.032	0.356	0.008	0.935	0.940	—	
Basofilos 2	Pearson's r	NaN ^a	-0.337	-0.377	-0.338	0.152	0.344	0.085	0.447 [*]	-0.108	0.096	0.174	0.105	—
	p-value	NaN	0.146	0.101	0.144	0.523	0.138	0.721	0.048	0.651	0.687	0.463	0.660	—
	Spearman's rho	NaN ^a	-0.370	-0.482 [*]	-0.320	0.167	0.422	0.178	0.271	-0.106	0.069	0.173	-0.033	—
	p-value	NaN	0.109	0.032	0.170	0.481	0.064	0.453	0.248	0.658	0.773	0.467	0.891	—

* p < .05, ** p < .01, *** p < .001

^a The variance in Segundo muestreo is equal to 0



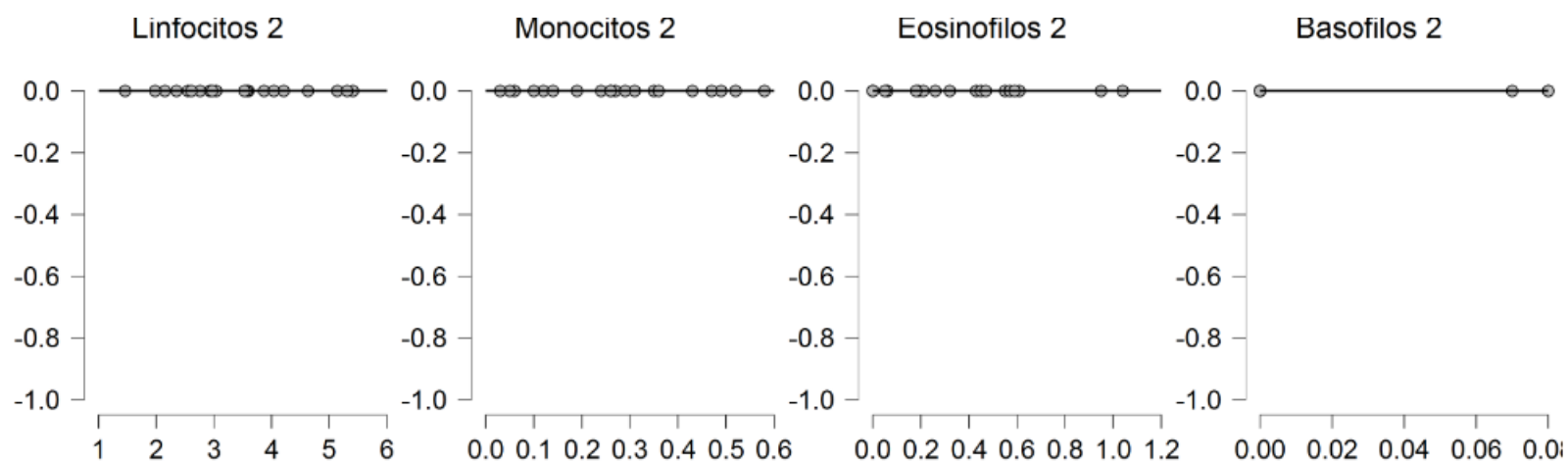


Figura 52. Relación parámetros hematológicos con carga parasitaria del muestreo 2 y 3

Esta correlación se realizó para analizar la relación entre la carga parasitaria del muestreo 2 y 3 con los 12 parámetros hematológicos del estudio. Ya que el resultado de la carga parasitaria fue 0 hpg para los caballos tanto de sistema intensivo como extensivo el análisis estadístico demostró que la relación es 0 y que no hay respuesta (NaN), de igual manera en las figuras generadas no se puede apreciar ningún patrón es decir es una gráfica lineal que no representa ningún resultado. (Véase anexo 4)

Cuarto muestreo:

Tabla 32. *Correlación muestreo 4*

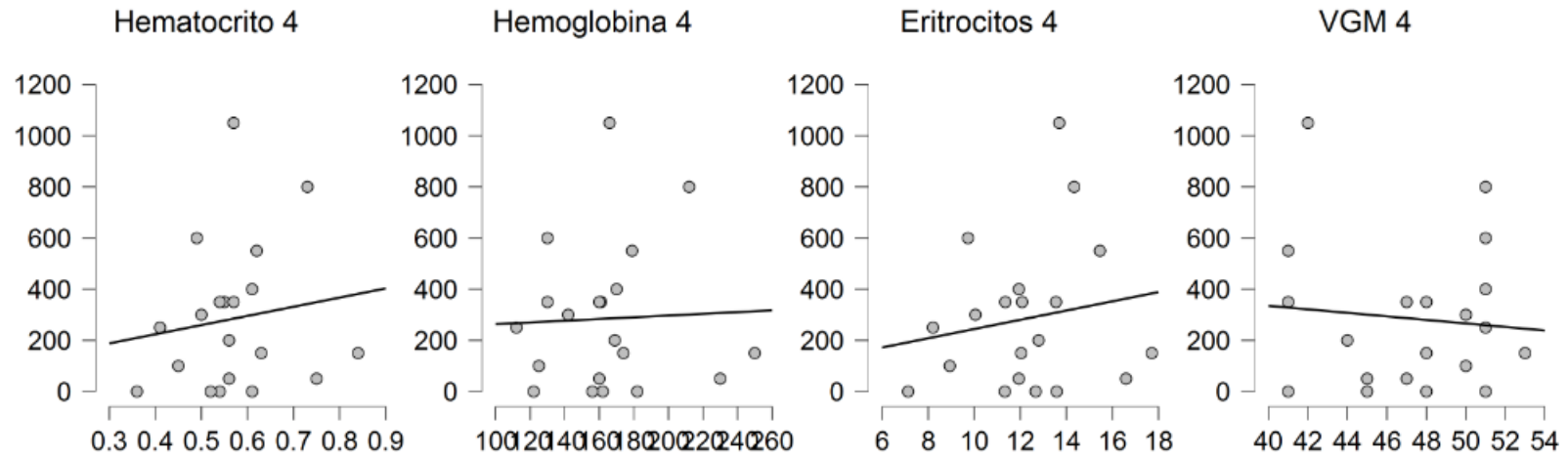
Correlation Table

		Cuarto muestreo	Hematocrito 4	Hemoglobina 4	Eritrocitos 4	VGM 4	CGMH 4	Plaquetas 4	Leucocitos 4	Neutrofilos 4	Linfocitos 4	Monocitos 4	Eosinofilos 4	Basofilos 4
Cuarto muestreo	Pearson's r	—												
	p-value	—												
	Spearman's rho	—												
Hematocrito 4	p-value	—												
	Pearson's r	0.141	—											
	Spearman's rho	0.191	—											
Hemoglobina 4	p-value	0.419	—											
	Pearson's r	0.042	0.964 ***	—										
	Spearman's rho	0.078	0.952 ***	—										
Eritrocitos 4	p-value	0.745	< .001	—										
	Pearson's r	0.169	0.920 ***	0.918 ***	—									
	Spearman's rho	0.188	0.866 ***	0.878 ***	—									
VGM 4	p-value	0.427	< .001	< .001	—									
	Pearson's r	-0.094	-0.156	-0.227	-0.525 *	—								
	Spearman's rho	0.064	-0.187	-0.250	-0.575 **	—								
CGMH 4	p-value	0.789	0.430	0.288	0.008	—								
	Pearson's r	-0.332	0.060	0.320	0.156	0.263	—							

	p-value	0.152	0.800	0.170	0.512	0.263	—						
	Spearman's rho	-0.519 *	0.193	0.380	0.429	0.486 *	—						
	p-value	0.019	0.416	0.099	0.059	0.030	—						
	Pearson's r	-0.292	0.385	0.427	0.456 *	0.323	0.175	—					
Plaquetas 4	p-value	0.212	0.094	0.060	0.043	0.164	0.462	—					
	Spearman's rho	-0.221	0.086	0.168	0.278	0.383	0.314	—					
	p-value	0.350	0.720	0.480	0.236	0.095	0.178	—					
	Pearson's r	0.467 *	-0.128	-0.143	-0.014	0.222	-0.095	-0.020	—				
Leucocitos 4	p-value	0.038	0.592	0.548	0.952	0.346	0.691	0.935	—				
	Spearman's rho	0.332	-0.028	-0.096	0.055	0.073	-0.111	0.046	—				
	p-value	0.153	0.907	0.689	0.818	0.760	0.640	0.848	—				
	Pearson's r	-0.119	-0.098	-0.070	-0.095	0.024	0.036	0.075	0.569 **	—			
Neutrofilos 4	p-value	0.616	0.682	0.771	0.691	0.918	0.879	0.753	0.009	—			
	Spearman's rho	-0.242	-0.032	0.044	0.053	0.030	0.149	0.118	0.583 **	—			
	p-value	0.304	0.892	0.853	0.823	0.901	0.531	0.620	0.008	—			
	Pearson's r	0.472 *	-0.226	-0.233	-0.000	0.448 *	-0.062	0.006	0.625 **	-0.208	—		
Linfocitos 4	p-value	0.036	0.338	0.322	0.999	0.048	0.797	0.981	0.003	0.378	—		
	Spearman's rho	0.327	-0.256	-0.323	-0.044	0.371	-0.008	0.147	0.534 *	-0.176	—		
	p-value	0.160	0.276	0.165	0.853	0.108	0.972	0.537	0.017	0.456	—		
	Pearson's r	0.320	-0.273	-0.275	-0.237	0.018	-0.098	-0.220	0.564 **	0.445 *	0.156	—	
Monocitos 4	p-value	0.169	0.244	0.241	0.315	0.940	0.681	0.351	0.010	0.049	0.512	—	
	Spearman's rho	0.025	-0.230	-0.245	-0.259	0.086	-0.146	-0.166	0.433	0.494 *	0.026	—	
	p-value	0.918	0.329	0.297	0.270	0.718	0.539	0.485	0.057	0.027	0.912	—	
	Pearson's r	0.694 ***	0.322	0.229	0.200	0.179	-0.232	-0.200	0.589 **	0.064	0.333	0.288	—
Eosinofilos 4	p-value	< .001	0.166	0.332	0.397	0.450	0.325	0.397	0.006	0.789	0.152	0.218	—
	Spearman's rho	0.619 **	0.376	0.213	0.218	0.230	-0.313	-0.100	0.635 **	0.034	0.354	0.166	—

	p-value	0.004	0.103	0.366	0.356	0.329	0.179	0.675	0.003	0.887	0.125	0.485	—	
	Pearson's r	0.566 **	0.442	0.365	0.415	0.100	-0.155	0.200	0.531 *	-0.091	0.486 *	0.115	0.842 ***	—
Basofilos 4	p-value	0.009	0.051	0.113	0.069	0.676	0.515	0.399	0.016	0.703	0.030	0.628	< .001	—
	Spearman's rho	0.556 *	0.412	0.327	0.441	0.125	-0.071	0.266	0.501 *	-0.034	0.461 *	-0.044	0.836 ***	—
	p-value	0.011	0.071	0.160	0.051	0.600	0.765	0.258	0.025	0.887	0.041	0.853	< .001	—

* p < .05, ** p < .01, *** p < .001



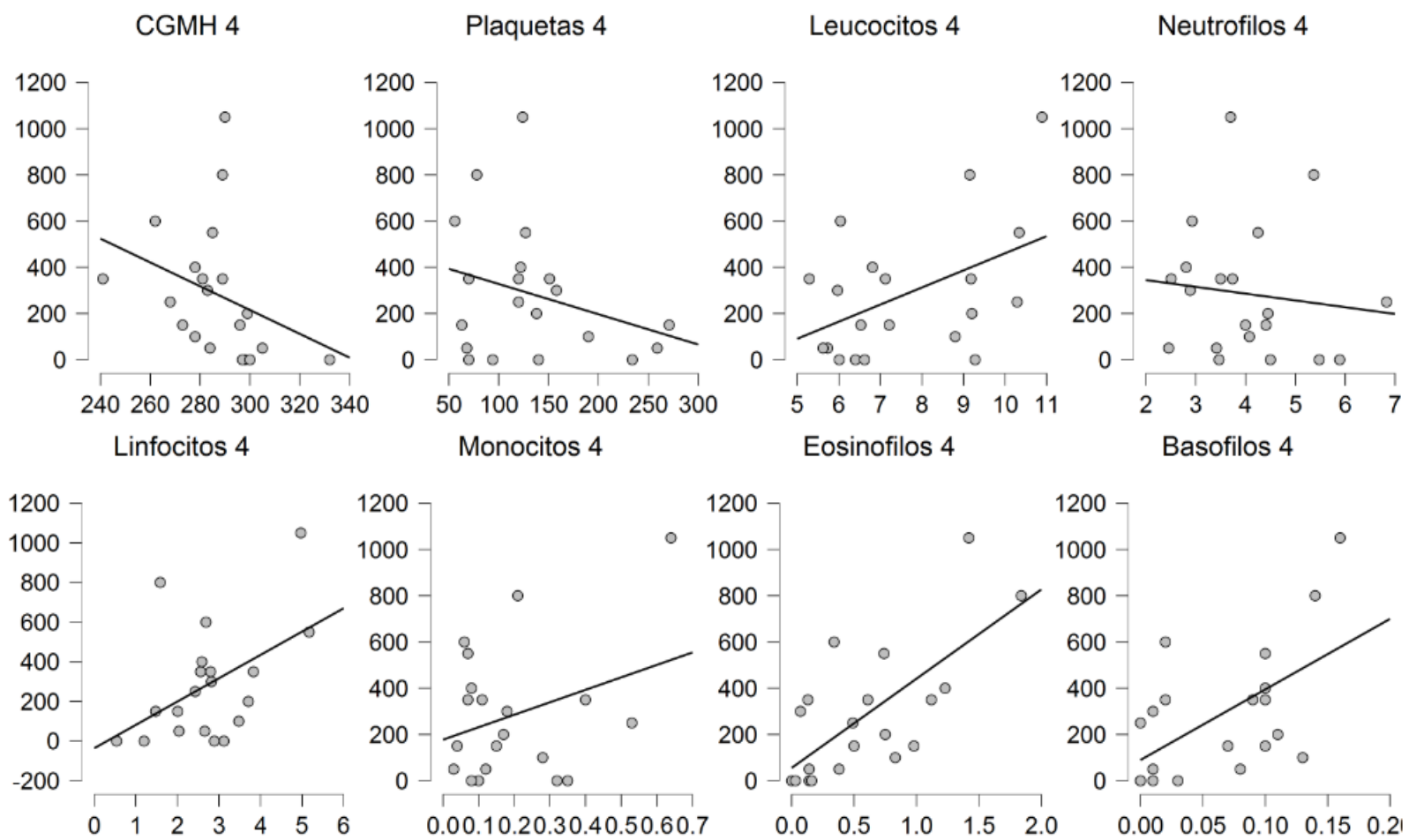


Figura 53. Relación parámetros hematológicos con carga parasitaria del muestreo 4

Esta correlación se realizó para analizar la relación entre la carga parasitaria del muestreo 4 con los 12 parámetros hematológicos del estudio

Resumen de resultados:

4to muestreo	HCT		ERI		Hb		VGM		CGMH		PLT	
	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman
	No	No	No	No	No	No	No	No	No	No	No	No

LEU		NEU		LIN		MON		EOS		BAS	
Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman
Sí	No	No	No	Sí	No	No	No	Sí	Sí	Sí	Sí

Por lo tanto en este caso las variables que tuvieron relación, basándonos en el p valor, lo que demuestra una relación fuerte, son la carga parasitaria del muestreo 4 con el CGMH, Leucocitos, Linfocitos, Eosinofilos y Basófilos pero como se puede observar en la tabla de resumen de resultados los eosinofilos y basófilos son los que fueron positivo para la relación en ambos coeficientes, CGMH fue positivo en Spearman, leucocitos en Pearson, y linfocitos en Pearson igualmente. (Véase anexo 4)

Basándonos en los coeficientes de cada correlación, todos los parámetros hematológicos tendrían relación con la carga parasitaria en este muestreo a excepción de VGM en Pearson y CGMH, plaquetas y neutrófilos en ambos coeficientes. Esto se puede apreciar en las figuras generadas por el mismo programa estadístico donde la línea que se crea es ascendente en todos los gráficos de los parámetros hematológicos menos en las figuras de VGM, CGMH, plaquetas y neutrófilos.

Los resultados de la relación de parámetros hematológicos con el cuarto muestreo se pueden deber a que:

- Las larvas que se encuentran dentro de tejidos son atacadas por la respuesta inflamatoria en la que está involucrada los eosinófilos esto justificaría la relación positiva que tiene la carga parasitaria y este parámetro en los resultados tanto de los muestreo 4 y 5 (Tizard, 2013).
- Los eosinófilos son atraídos gracias a los mismos helmintos en los tejidos ya que estos generan quimio atrayentes liberados por la desgranulación de los mastocitos al tratar de combatir a los parásitos, de igual manera las citosinas y quimiocinas movilizan eosinófilos de la médula ósea, esto justificaría también la relación positiva que tiene la carga parasitaria y este parámetro en los resultados tanto de los muestreo 4 y 5 (Tizard, 2013).
- Los *Strongylus spp.* al ser larvas migratorias son atacadas por células inflamatorias pero estas no pueden contra las larvas porque poseen cutículas gruesas para proteger su membrana plasmática hipodérmica, además de que realizan varias mudas y las cutículas se van reemplazando así que los macrófagos y eosinófilos actúan, estas células si pueden unirse a parásitos y matarlos, esto justificaría la relación positiva de estos parámetros con la carga parasitaria en este muestreo, estos macrófagos y eosinófilos se convierten en células M1 y estas además de poseer enzimas, prostaglandinas y productos oxidantes también tienen factor activador de plaquetas y esto podría justificar la relación positiva de plaquetas con la carga parasitaria que se da en el primer muestreo donde monocitos también tienen una relación positiva (Tizard, 2013).
- Los eosinófilos pueden convertirse en células presentadoras de antígenos, además se pueden unir parásitos recubiertos con anticuerpos se desgranulan y liberan oxidantes, enzimas, ect y así dañan la cutícula del parásitos, las neurotoxinas que libera son las más letales para los helmintos entonces se justifica aún más la

relación positiva de este parámetro con la carga parasitaria ya que es un medio de defensa (Tizard, 2013).

- Otra forma de relación no muy buena de los eosinófilos con cargas parasitarias altas es que los eosinófilos atacan a los parásitos pero también puede proporcionar un microambiente ideal para el parásito esto por el daño del tejido local (Tizard, 2013).
- El muestreo 4 fue a los 75 días de la aplicación del desparasitante, y a los 48 días *S. equinus* está en hígado, a los 70 días *S. edentatus* esta en ligamentos hepáticos y peritoneo, a los 120 días *S. vulgaris* esta en intestino creando nódulos por lo tanto estas alteraciones clínicas ocasionan movilización de células blancas por lo tanto se ve una relación positiva de leucocitos, monocitos, neutrófilos y linfocitos con la carga parasitaria en este muestreo (Barriga, 2002).

Quinto muestreo:

Tabla 33. *Correlación muestreo 5*

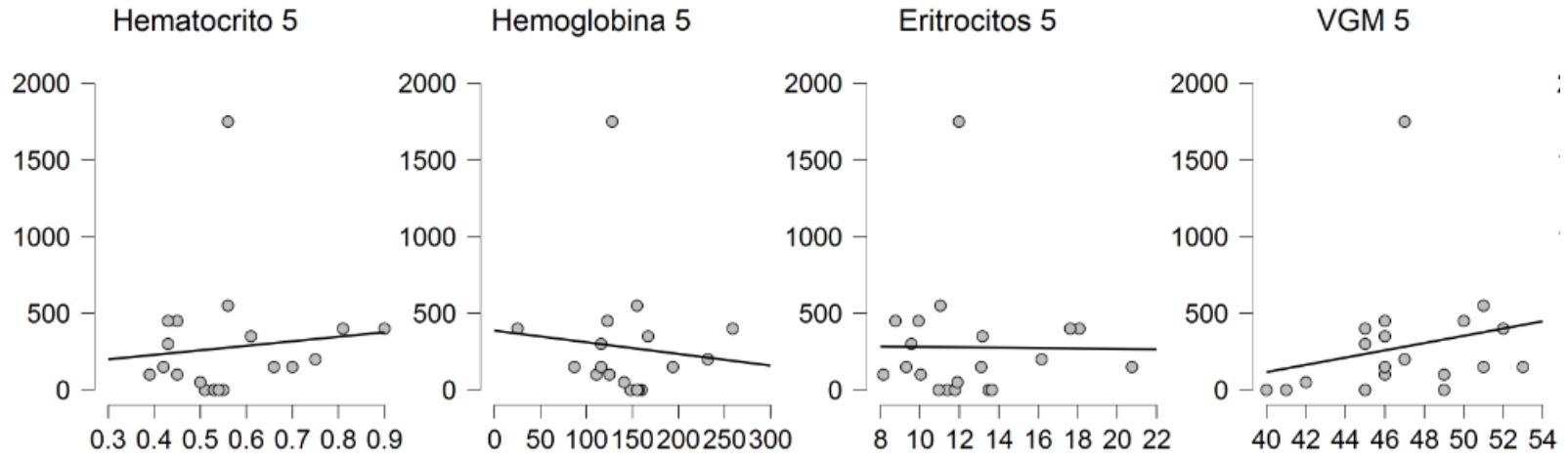
Correlation Table

		Quinto muestreo	Hematocrito 5	Hemoglobina 5	Eritrocitos 5	VGM 5	CGMH 5	Plaquetas 5	Leucocitos 5	Neutrofilos 5	Linfocitos 5	Monocitos 5	Eosinofilos 5	Basofilos 5
Quinto muestreo	Pearson's r	—												
	p-value	—												
	Spearman's rho	—												
	p-value	—												
Hematocrito 5	Pearson's r	0.104	—											
	p-value	0.662	—											
	Spearman's rho	0.222	—											
	p-value	0.347	—											
Hemoglobina 5	Pearson's r	-0.096	0.335	—										
	p-value	0.687	0.148	—										
	Spearman's rho	-0.178	0.473 *	—										
	p-value	0.453	0.035	—										
Eritrocitos 5	Pearson's r	-0.011	0.891 ***	0.096	—									
	p-value	0.963	< .001	0.687	—									
	Spearman's rho	-0.024	0.911 ***	0.357	—									
	p-value	0.922	< .001	0.123	—									
VGM 5	Pearson's r	0.215	0.312	0.159	0.194	—								
	p-value	0.362	0.181	0.502	0.413	—								
	Spearman's rho	0.477 *	0.266	0.065	-0.014	—								
	p-value	0.033	0.257	0.787	0.954	—								
CGMH 5	Pearson's r	-0.182	-0.078	0.296	-0.412	0.391	—							
	p-value	0.443	0.743	0.205	0.071	0.088	—							
	Spearman's rho	-0.377	0.338	0.459 *	0.292	0.144	—							

	p-value	0.101	0.144	0.042	0.212	0.545	—							
	Pearson's r	0.035	0.629 **	0.722 ***	0.428	0.322	0.144	—						
Plaquetas 5	p-value	0.883	0.003	< .001	0.060	0.167	0.544	—						
	Spearman's rho	0.332	0.423	0.460 *	0.315	0.417	0.147	—						
	p-value	0.153	0.063	0.041	0.176	0.067	0.535	—						
	Pearson's r	-0.305	-0.471 *	0.154	-0.449 *	0.545 *	0.424	-0.017	—					
Leucocitos 5	p-value	0.191	0.036	0.518	0.047	0.013	0.063	0.942	—					
	Spearman's rho	-0.098	-0.301	0.234	-0.265	0.234	0.198	0.321	—					
	p-value	0.680	0.198	0.321	0.259	0.320	0.402	0.168	—					
	Pearson's r	-0.204	-0.433	0.199	-0.442	0.410	0.413	0.009	0.854 ***	—				
Neutrofilos 5	p-value	0.389	0.057	0.400	0.051	0.072	0.071	0.969	< .001	—				
	Spearman's rho	-0.243	-0.441	0.102	-0.383	0.299	0.256	-0.032	0.757 ***	—				
	p-value	0.302	0.051	0.670	0.096	0.201	0.276	0.892	< .001	—				
	Pearson's r	-0.365	-0.322	0.084	-0.271	0.548 *	0.299	-0.072	0.783 ***	0.361	—			
Linfocitos 5	p-value	0.114	0.167	0.724	0.248	0.012	0.200	0.761	< .001	0.118	—			
	Spearman's rho	-0.280	-0.264	0.175	-0.165	0.426	-0.019	0.174	0.578 **	0.159	—			
	p-value	0.233	0.260	0.461	0.484	0.061	0.937	0.464	0.008	0.500	—			
	Pearson's r	-0.268	-0.117	0.142	-0.138	0.244	0.275	-0.147	0.285	0.242	0.206	—		
Monocitos 5	p-value	0.254	0.622	0.550	0.561	0.299	0.241	0.537	0.223	0.304	0.383	—		
	Spearman's rho	-0.297	0.011	0.318	0.000	0.348	0.258	0.023	0.205	0.242	0.386	—		
	p-value	0.203	0.965	0.172	1.000	0.133	0.273	0.925	0.385	0.302	0.093	—		
	Pearson's r	0.190	-0.258	-0.208	-0.226	0.036	-0.032	0.157	0.408	0.258	0.273	-0.247	—	
Eosinofilos 5	p-value	0.422	0.272	0.378	0.339	0.880	0.892	0.508	0.074	0.271	0.244	0.295	—	
	Spearman's rho	0.467 *	-0.133	-0.411	-0.122	0.041	-0.354	0.316	0.378	0.129	0.166	-0.261	—	
	p-value	0.038	0.576	0.072	0.609	0.863	0.125	0.174	0.100	0.589	0.484	0.266	—	
Basofilos 5	Pearson's r	0.145	-0.255	0.111	-0.288	0.109	0.155	0.342	0.637 **	0.480 *	0.455 *	-0.063	0.878 ***	—
	p-value	0.542	0.278	0.641	0.218	0.647	0.514	0.140	0.003	0.032	0.044	0.793	< .001	—

Spearman's rho	0.325	-0.241	0.117	-0.280	0.012	-0.208	0.573 **	0.609 **	0.365	0.362	-0.093	0.703 ***	—
p-value	0.162	0.307	0.623	0.232	0.962	0.378	0.008	0.004	0.114	0.117	0.697	<.001	—

* p < .05, ** p < .01, *** p < .001



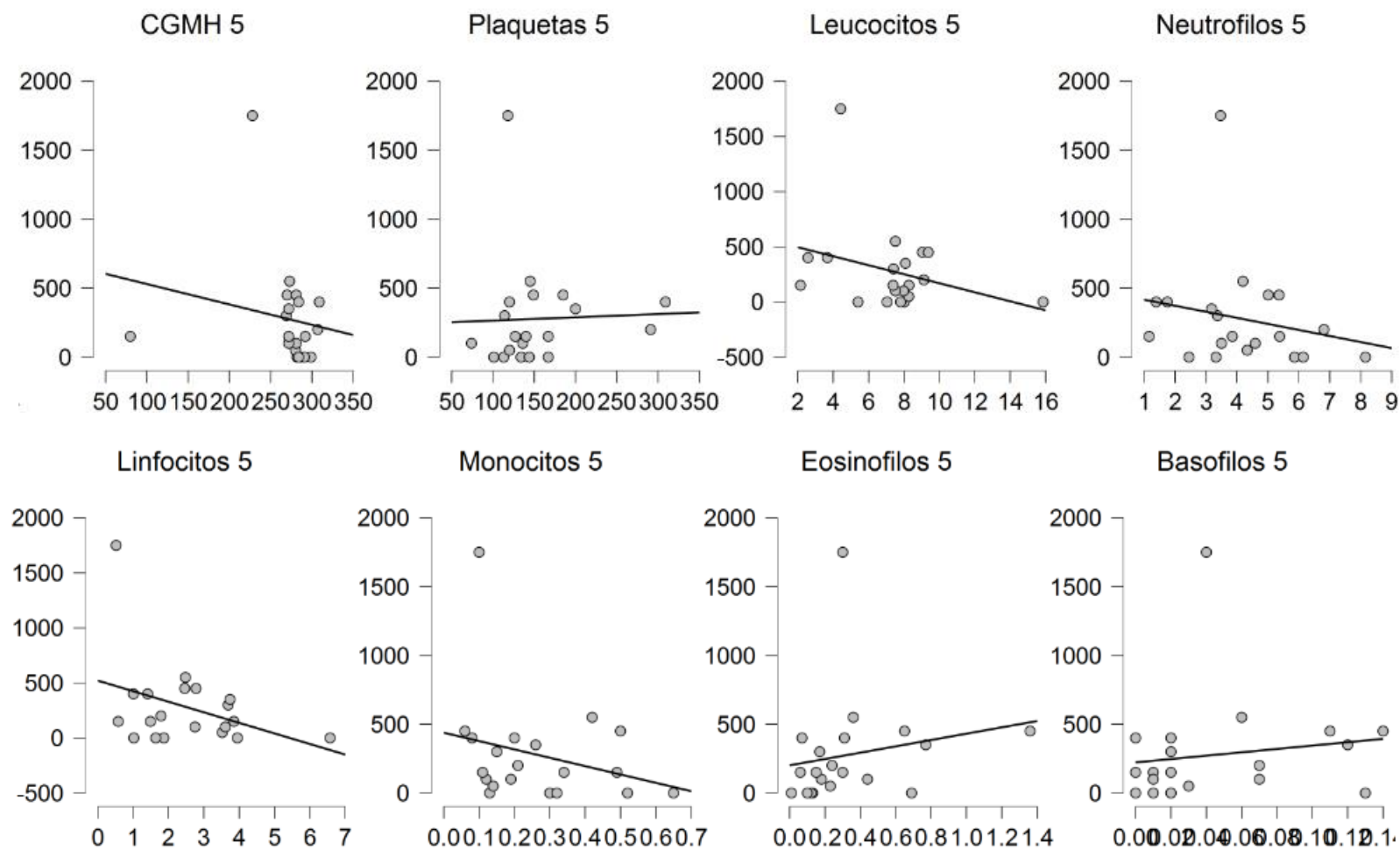


Figura 54. Relación parámetros hematológicos con carga parasitaria del muestreo 5

Esta correlación se realizó para analizar la relación entre la carga parasitaria del muestreo 5 con los 12 parámetros hematológicos del estudio

5to muestreo	HCT		ERI		Hb		VGM		CGMH		PLT	
	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman
	No	No	No	No	No	No	No	Sí	No	No	No	No

LEU		NEU		LIN		MON		EOS		BAS	
Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman	Pearson	Spearman
No	No	No	No	No	No	No	No	No	Sí	No	No

Por lo tanto en este caso las variables que tuvieron relación, basándonos en el p valor, lo que demuestra una relación fuerte, son la carga parasitaria del muestreo 5 con VGM y eosinófilos pero como se puede observar en la tabla de resumen de resultados ningún parámetro fue positivo para la relación en ambos coeficientes, VGM fue positivo en Spearman y eosinófilos de igual manera a Spearman. (Véase anexo 4)

Basándonos en los coeficientes de cada correlación, La mayoría de los parámetros hematológicos NO tendrían relación con la carga parasitaria en este muestreo como la hemoglobina, eritrocitos, CGMH, leucocitos, neutrófilos, linfocitos y monocitos. Esto se puede apreciar en las figuras generadas por el mismo programa estadístico donde la línea que se crea es descendente en los parámetros mencionados y ascendente en hematocrito, VGM, plaquetas, eosinófilos y basófilos.

Los resultados de la relación de parámetros hematológicos con el quinto muestreo se pueden deber a que:

- En relación a la inmunidad humoral, esta parasitosis produce hipersensibilidad tipo 1 que se caracteriza por eosinofilia, edema y presencia de mastocitos mucosos por ello también la relación

positiva de los eosinófilos con la carga parasitaria los muestreos 4 y 5 (Tizard, 2013).

- La expulsión de gusanos está relacionado a la infiltración de mastocitos mucosos y la presencia de eosinófilos en intestino esto justificaría la relación positiva de los eosinófilos con la carga parasitaria en este muestreo además que en este muestreo la expulsión de gusanos pudo haberse dado ya que el antiparasitario se usó 100 días aproximadamente antes de la toma de este muestreo (Tizard, 2013).
- Al ser los *Strongylus spp.* vermes hematófagos estos causan eosinofilia como medida del sistema inmune y por ejemplo en *S. equinus* la invasión al páncreas causa granulomas eosinofílicos y esta eosinofilia se observa a la tercera semana de infección entonces esta depende también de cuando se realizó la infección así que en el cuarto y quinto muestreo puede ser que se cumplía este tiempo y por ello la eosinofilia en estos muestreos (Mejía Ochoa, 2013).

Sexto muestreo:Tabla 34. *Correlación muestreo 6*

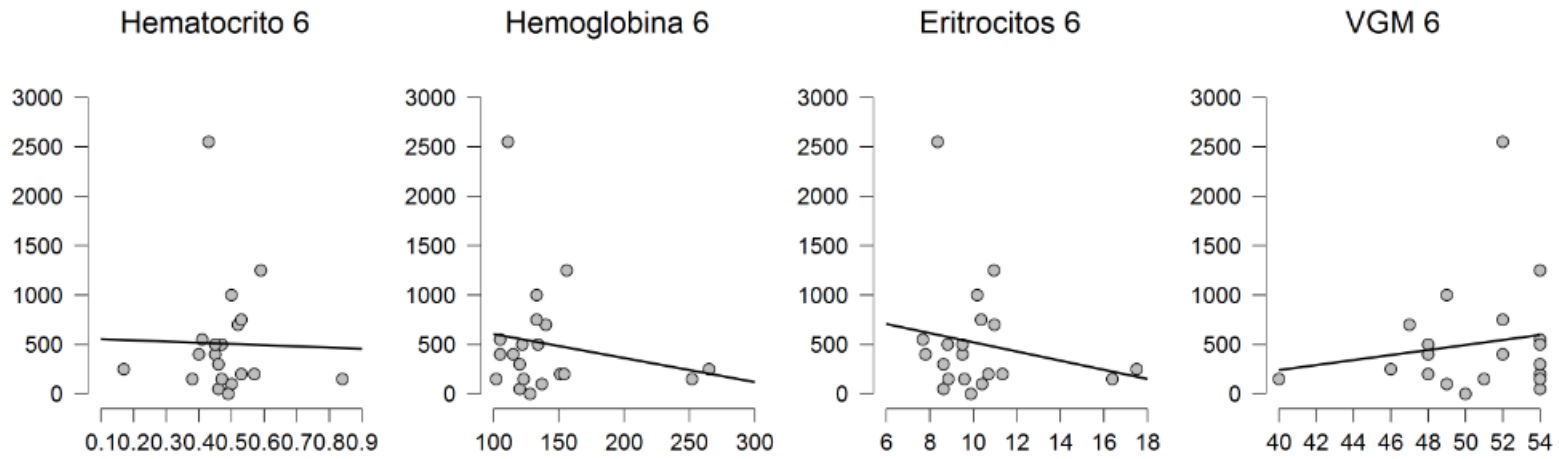
Correlation Table

		Sexto muestreo	Hematocrito 6	Hemoglobina 6	Eritrocitos 6	VGM 6	CGMH 6	Plaquetas 6	Leucocitos 6	Neutrofilos 6	Linfocitos 6	Monocitos 6	Eosinofilos 6	Basofilos 6
Sexto muestreo	Pearson's r	—												
	p-value	—												
	Spearman's rho	—												
	p-value	—												
Hematocrito 6	Pearson's r	-0.026	—											
	p-value	0.915	—											
	Spearman's rho	0.005	—											
	p-value	0.985	—											
Hemoglobina 6	Pearson's r	-0.182	0.170	—										
	p-value	0.443	0.473	—										
	Spearman's rho	-0.046	0.651 **	—										
	p-value	0.846	0.002	—										
Eritrocitos 6	Pearson's r	-0.201	0.144	0.975 ***	—									
	p-value	0.396	0.544	< .001	—									
	Spearman's rho	-0.130	0.583 **	0.885 ***	—									
	p-value	0.586	0.007	< .001	—									
VGM 6	Pearson's r	0.161	0.302	-0.139	-0.322	—								
	p-value	0.496	0.196	0.559	0.167	—								
	Spearman's rho	0.079	0.215	-0.176	-0.480 *	—								
	p-value	0.741	0.363	0.457	0.032	—								
CGMH 6	Pearson's r	-0.209	-0.098	0.912 ***	0.921 ***	0.334	—							
	p-value	0.375	0.681	< .001	< .001	0.150	—							

	Spearman's rho	-0.353	0.326	0.629 **	0.712 ***	-	0.308	—						
	p-value	0.126	0.161	0.003	< .001		0.187	—						
Plaquetas 6	Pearson's r	-0.106	-0.026	0.727 ***	0.685 ***	-	0.070	0.709 ***	—					
	p-value	0.658	0.914	< .001	< .001		0.770	< .001	—					
	Spearman's rho	-0.165	-0.160	0.072	0.028	-	0.002	0.283	—					
	p-value	0.488	0.500	0.764	0.907		0.995	0.226	—					
Leucocitos 6	Pearson's r	-0.250	-0.152	-0.612 **	-0.531 *	-	0.200	0.580 **	-0.342	—				
	p-value	0.289	0.521	0.004	0.016		0.399	0.007	0.139	—				
	Spearman's rho	-0.103	-0.294	-0.579 **	-0.451 *	-	0.008	0.574 **	-0.301	—				
	p-value	0.664	0.208	0.008	0.046		0.972	0.008	0.197	—				
Neutrofilos 6	Pearson's r	-0.087	-0.084	-0.311	-0.354	-	0.198	0.411	-0.246	0.460 *	—			
	p-value	0.714	0.724	0.182	0.126		0.403	0.072	0.296	0.041	—			
	Spearman's rho	0.006	-0.055	-0.243	-0.428	-	0.314	0.613 **	-0.224	0.496 *	—			
	p-value	0.980	0.818	0.303	0.060		0.178	0.004	0.343	0.026	—			
Linfocitos 6	Pearson's r	-0.166	-0.022	-0.328	-0.180	-	0.452 *	0.224	-0.194	0.691 ***	-0.229	—		
	p-value	0.483	0.927	0.159	0.448		0.045	0.343	0.412	< .001	0.331	—		
	Spearman's rho	-0.085	0.292	-0.085	0.098	-	0.005	0.011	-0.079	0.567 **	-0.042	—		
	p-value	0.721	0.211	0.721	0.681		0.982	0.962	0.740	0.009	0.860	—		
Monocitos 6	Pearson's r	-0.200	-0.180	-0.210	-0.196	-	0.300	0.125	-0.046	0.437	0.231	0.124	—	
	p-value	0.399	0.447	0.375	0.408		0.199	0.600	0.847	0.054	0.327	0.603	—	
	Spearman's rho	-0.325	-0.602 **	-0.393	-0.292	-	0.284	0.148	-0.013	0.308	0.038	-0.322	—	
	p-value	0.162	0.005	0.087	0.212		0.224	0.533	0.957	0.187	0.874	0.167	—	
Eosinofilos 6	Pearson's r	-0.118	-0.197	-0.436	-0.465 *	-	0.207	0.412	-0.124	0.340	-0.147	0.136	0.240	—
	p-value	0.619	0.404	0.055	0.039		0.381	0.071	0.604	0.142	0.536	0.568	0.309	—
	Spearman's rho	-0.216	-0.253	-0.456 *	-0.477 *	-	0.158	0.452 *	0.177	0.377	0.183	0.191	-0.042	—
	p-value	0.360	0.282	0.043	0.034		0.505	0.045	0.455	0.102	0.440	0.421	0.862	—

Basofilos 6	Pearson's r	-0.113	-0.166	-0.134	-0.152	0.113	0.152	0.399	0.297	-0.097	0.168	-0.023	0.726 ***	—
	p-value	0.635	0.485	0.573	0.522	0.635	0.522	0.082	0.203	0.685	0.480	0.922	< .001	—
	Spearman's rho	-0.177	-0.306	-0.303	-0.339	0.100	0.230	0.674 **	0.227	0.095	0.180	0.005	0.785 ***	—
	p-value	0.456	0.190	0.193	0.143	0.674	0.329	0.001	0.337	0.690	0.449	0.985	< .001	—

* p < .05, ** p < .01, *** p < .001



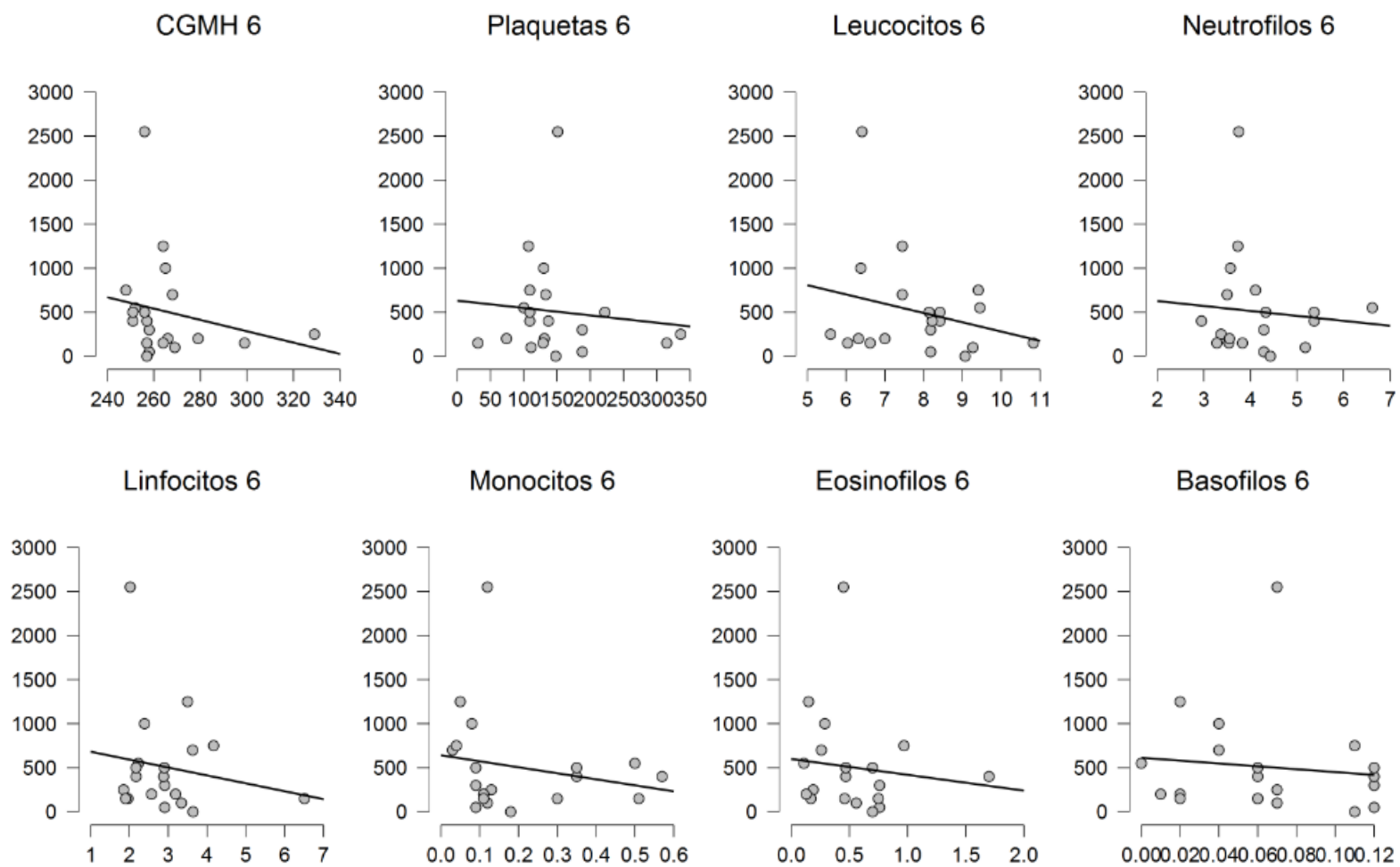


Figura 55. Relación parámetros hematológicos con carga parasitaria del muestreo 6

Esta correlación se realizó para analizar la relación entre la carga parasitaria del muestreo 6 con los 12 parámetros hematológicos del estudio

Por lo tanto en este caso no hubieron variables que tuvieran relación basándonos en el p valor pero basándonos en los coeficientes de cada correlación, VGM en ambos coeficientes, hematocrito y neutrófilos en Spearman tuvieron relación ya que el coeficientes fue mayor a 0 pero la mayoría de los parámetros hematológicos NO tuvieron relación con la carga parasitaria en este muestreo como hemoglobina, eritrocitos, CGMH, plaquetas, leucocitos, linfocitos, monocitos, eosinofilos y basófilos. Esto se puede apreciar en las figuras generadas por el mismo programa estadístico donde la línea que se crea ascendente solamente es en el caso de VGM (Véase anexo 4).

Los resultados de la relación de parámetros hematológicos con el primer muestreo se pueden deber a que:

- Algunos nematodos absorben moléculas de CGMH a su superficie para captar antígenos del huésped y así enmascarar el antígeno de parásito que le corresponde, esto explicaría la relación negativa de la carga parasitaria con este parámetro hematológico en el muestreo 4,5 y 6 (Tizard, 2013).
- Los *Strongylus spp.* al ser parásitos migratorios crean placas fibrovasculares hemorrágicas en la serosa el íleon y otras partes del intestino que son causadas por la penetración de las larvas a la pared intestinal, esto explicaría que tanto hematocrito como eosinófilos tengan una relación negativa con la carga parasitaria en este muestreo ya que se crea pérdida de sangre por esta razón (Christley, 2013).
- En *S. edentatus* las capas de peritoneo y ligamentos del hígado poseen nódulos hemorrágicos de 1 cm o más, las larvas que se encuentran en estos nódulos están allí para madurar, estos nódulos también se crean en ciego y colon para después ser larvas

infestantes y pasar a la luz y producir huevos, además se genera hemorragia de la subserosa del hígado, esto explicaría que tanto hematocrito como eosinófilos tengan una relación negativa con la carga parasitaria (Christley, 2013).

- La migración de eosinófilos a la mucosa intestinal parece ser independiente a la exposición a los parásitos por lo que los eosinófilos del intestino grueso pueden tener más funciones a parte de defensa, esto explicaría la relación negativa de los eosinófilos con la carga parasitaria en este muestreo (Christley, 2013).
- Como estén los parámetros hematológicos va a depender de cuando se realizó la infección parasitaria y por lo tanto en qué fase larvaria se encuentre por ejemplo a los 120 días o 4 meses de infección crean nódulos y rompen el nódulo creando hemorragia a la 6 u 8 semanas, esto explicaría porque en los últimos muestreos hematocrito y eritrocitos van bajando (anemia) (Barriga, 2002).
- La anemia causada por ejemplo en este muestreo es una anemia por pérdida de sangre ya sea por rotura vascular, vasculitis, coagulopatías como trombo embolismo y por la rotura de nódulos hemorrágicos y en estos casos la anemia es regenerativa pero poco a poco puede hacerse menos regenerativa y causa anemia por deficiencia de hierro. La vasculitis causa también trombocitopenia y trastorno plaquetario lo cual se ha visto en el estudio desde el 4to muestreo (Caballero, 2013).
- Si la infección es moderada no se crea anemia pero si causan una disminución de la vida de los eritrocitos, si la infección es crónica, que esto pasa con el tiempo como se puede ver en el estudio que la carga parasitaria aumento más conforme pasaban los muestreos, se crea anemia normo crónica y normo citica (Mejía Ochoa, 2013)
- El hemograma puede ser utilizado como una ayuda diagnóstica ya que si tenemos HCT bajo y eritrocitos bajos se puede decir que la

infección está avanzada, además como por ejemplo *S.vulgaris* causa lesiones en el endotelio de los vasos sanguíneos genera infiltración plaquetaria y leucocitaria por lo tanto leucocitosis nos estaría informando sobre una infestación masiva, además de la eosinofilia que es más común y se crea rápido desde la tercer semana de infección (Mejía Ochoa, 2013).

4.4 Discusión

A nivel nacional el estudio de Soria en la Unidad de Equitación y Remonta de la Policía Nacional del Ecuador encontró que *Strongylus spp.* es el parásito gastrointestinal con mayor presencia al igual que el de Mejía en Cuenca con 38 y 78,31% de presencia respectivamente (Guerrero Soria, 2006)(Mejía Ochoa, 2013) , estos datos son similares a los del presente estudio ya que *Strongylus spp.* es el parásito con más presencia con 40% en el grupo de caballos en sistema intensivo y del 100% en el grupo de sistema extensivo. El estudio de Sáenz en Tungurahua – Patate, Ecuador en caballos criados a pastoreo, lo cual puede compararse con el presente estudio con el grupo de caballos de sistema extensivo, tuvo resultados de *Trichostrongylus* con presencia de 94% y *Strongylus* tuvo 3% la cual es una presencia bastante baja (Sáenz Timpe, 2018) estos datos al contrario de los anteriores no coinciden con los datos del presente estudio. En otros países como México la presencia de *Strongylus spp.* fue de 59,83% (Cabello, 2018), En Guatemala fue del 88%(Ruíz González, 2007), en Suecia fue del 76%(Tydén et al., 2019), en el estudio de Fabiani fue de 52 y 77 % para *S.vulgaris* y *S.edentatus* respectivamente (Fabiani et al., 2016), en Kentucky igual fue de 49,28% (Scare et al., 2018), estos estudios mencionados tienen a *Strongylus migratorio* o Cyathostomidos como los parásitos más numerosos al igual que en el presente estudio. Finalmente en Dinamarca la cantidad de *Strongylus Vulgaris* en caballos de terapia selectiva fue de 15,4 % y en el grupo de caballos que no se basaban

del conteo de huevos para su desparasitación fue de 7,7% (Nielsen et al., 2012) estos resultados muestran que igual *Strongylus* es el más numeroso entre los demás parásitos pero su presencia es baja que difiere con los artículos anteriores y con los resultados del presente estudio donde la presencia del parásito fue de 100% en el grupo de animales de sistema extensivo.

En relación con el manejo de los animales, Tydén y Nielsena indicaron que la presencia de *Strongylus spp.* aumenta en los animales que han utilizado terapia selectiva (aplicación de antihelmínticos solamente al animal que lo requiera), estos resultados difieren con el presente estudio ya que los animales de sistema intensivo que eran desparasitados sin terapia selectiva en el muestreo 1 tuvieron cargas parasitarias altas y una presencia de 40 % para *Strongylus spp.* (Tydén et al., 2019) (Nielsen et al., 2012). Sobre la alimentación, no se encontraron relación entre pastoreo rotacional, pasto de corte, pastoreo continuo y la carga parasitaria a diferencia del presente estudio que si tuvo diferencias significativas entre la carga parasitaria y el sistema de crianza (Scare et al., 2018). Potros que eran tratados con antihelmínticos en tiempos más largos generaron mejor inmunidad y su carga parasitaria bajó, estos datos son similares al presente estudio ya que los animales de sistema extensivo que estaban más expuestos a pasturas contaminadas presentaron una menor carga parasitaria en el muestreo 1 (Monahan et al., 1997). Aunque se les proveyó instalaciones, alimentación de calidad y se limpiaron las heces 2 veces al día a caballos parasitados, la carga parasitaria de estos siguió aumentando al igual que los animales de sistema intensivo del presente estudio como lo pudimos ver en el muestreo 1 donde tuvieron carga parasitaria alta (Hopper et al., 1984). El estudio de Medica y Francisco demostró que los caballos de pastoreo o silvopastoreo tienen una presencia más alta de *Strongylus spp.* (Sukhdeo, 1996) (Francisco et al., 2009), estos resultados son similares a los del presente estudio ya que los animales de sistema extensivo (pastoreo continuo) tuvieron presencia del 100%.

Con relación al desparasitante y *Strongylus spp.*, la Ivermectina + Abamectina + Moxidectina demostró eficacia del 90% y la familia *Cyathostominae* fueron resistentes para la ivermectina, Ivermectina + Praziquantel tuvieron el 100 % efectividad, al igual que Ivermectina + Pirantel, los resultados fueron similares al presente estudio ya que la efectividad de la ivermectina fue del 100% en todos los animales (Felippelli et al., 2015). En el caso del pyrantel su eficacia fue de 84.4 – 98.9 % pero el conteo de huevos incremento significativamente en el transcurso del estudio, estos datos son similares al del presente estudio ya que de igual manera la eficacia fue alta del 100% pero esto duro 75 días aproximadamente y luego la carga parasitaria aumento incluso más que en el primer muestreo (Reinemeyer et al., 2014). Para ivermectina + praziquantel la presencia de huevos bajo poco a poco hasta llegar al 100 % en 81 días esto difiere al presente estudio ya que a los 15 y 45 días post desparasitación los hpg de todos los animales fue 0 mostrando así una eficacia del 100 % en un tiempo menor al estudio de Soria (Guerrero Soria, 2006). Finalmente para thiabendazol después de 1 semana de la aplicación la carga parasitaria fue de 0 hpg lo cual es igual que el presente estudio aunque el desparasitante utilizado fue ivermectina (Hopper et al., 1984).

Sobre los parámetros hematológicos y su relación con *Strongylus spp.*, en el caso de la hemoglobina esta aumento con el paso del tiempo en caballos tratados o no con pyrantel, al igual que en el presente estudio (Reinemeyer et al., 2014). En este estudio se presentó eosinofilia en los caballos parasitados y esta disminuyo después del uso de la ivermectina, también linfocitos y monocitos aumentaron después de la desparasitación y ya en el último muestreo comenzaron a disminuir, estos resultados no se asemejan al presente estudio ya que los eosinófilos después de la desparasitación siguieron aumentando y en el primer muestreo los eosinófilos tuvieron la media más baja, los monocitos y linfocitos después de la desparasitación siguieron altos pero hubo un cambio drástico en el muestreo 5 y 6

donde disminuyeron entonces en los últimos muestreos si concuerda con los resultados de Dennis (Dennis et al., 1992). En el caso del estudio experimental de Pirie después de la infección con los parásitos, se creó infiltración de neutrófilos y eosinófilos que siguieron aumentando conforme pasaba el tiempo al igual que los linfocitos, estos datos son similares con el presente estudio ya que los eosinófilos en la reinfestación fueron más altos que en el muestreo 1 y estos fueron aumentando conforme pasaban los muestreos, los neutrófilos permanecieron con la media estable en todo el estudio, los linfocitos en la reinfestación tuvieron una media menor entonces difieren con el estudio de Pirie (Duncan & Pirie, 1975). Finalmente en el estudio de Hopper los caballos presentaron eosinofilia y el tratamiento con el antiparasitario causó una marcada eosinopenia esto difiere con los resultados del presente estudio ya que la eosinofilia siguió aumentando conforme pasaban los muestreos y no bajo por la desparasitación, en el caso de neutrófilos en el estudio de Hopper subieron en todos los animales cuando se les aplicó el antihelmíntico todo lo contrario al presente estudio, sobre los linfocitos en el estudio de Hopper tuvieron una baja a moderada linfocitopenia por el desparasitante, estos datos son similares al presente estudio (Hopper et al., 1984).

Capítulo V. Conclusiones y Recomendaciones

5.1 Conclusiones

- La carga parasitaria si tiene relación con el sistema de crianza como se puede observar en los resultados pero el sistema de crianza con el que tiene relación varía según el muestreo, en el caso del primer muestreo el que tuvo una media considerablemente mayor es el sistema intensivo, en el cuarto, quinto y sexto muestreo fue al contrario el sistema extensivo tuvo una media mayor a la del intensivo, esto puede deberse a que como los caballos en sistema extensivo no habían sido desparasitados nunca, estos crearon inmunidad contra los parásitos de diferentes maneras (Véase resultados) y los animales de sistema intensivo no eran desparasitados con un coproparasitario previo y esta actividad se la realizaba muy frecuentemente por lo cual los parásitos pudieron crear resistencia.
- En general en todo el estudio el sistema extensivo tuvo medias más altas de carga parasitaria que el intensivo, el muestreo con media más baja fue el primero y el más alto fue el sexto esto puede deberse a que las larvas de *Strongylus spp.* tienen un periodo de prepatencia alto (Véase resultados) y en los últimos muestreos ya las larvas estaban más maduras y podían producir huevos, también el sistema extensivo desde el cuarto muestreo (posterior a la desparasitación) tuvo mayor media de carga parasitaria porque se le quitó con la desparasitación la inmunidad que habían generado y el manejo de su crianza los hace más propicios a parasitosis.
- Con referencia a los parámetros hematológicos, estos si se afectan por la carga parasitaria, pero varía según el muestreo:
 - En el primer muestreo se notó relación positiva fuerte con hematocrito, eritrocitos y hemoglobina esto puede deberse a

- que en infecciones parasitarias agudas de *Strongylus spp.* la respuesta del organismo es la contracción esplénica y así enmascarar la anemia generada ya que son parásitos hematófagos (Véase resultados)
- En el segundo y tercer muestreo no se encontró respuesta estadística ya que los resultados fueron 0 hpg para todos los animales
 - En el cuarto muestreo los principales parámetros con relación positiva fueron basófilos, eosinófilos, linfocitos y leucocitos esto puede deberse a que al ser parásitos que causan varias inflamaciones por su migración en varios órganos, dependiendo del tipo de *Strongylus* (Véase resultados), como vasculitis, hepatitis pancreatitis, peritonitis, etc movilizan varias células inflamatorias y del sistema inmune además estos parásitos tienen quimioatrayentes de eosinófilos, estas células son las únicas que pueden romper la cutícula del parásito y así matarlo, son presentadoras de antígenos y las parasitosis producen hipersensibilidad tipo 1 que se caracteriza por eosinofilia
 - En el quinto muestreo se vieron afectados positivamente principalmente VGM y eosinófilos, esto puede deberse a que existe pérdida de sangre entonces los eritrocitos no se forman normalmente y los eosinófilos como se mencionó anteriormente son las principales células de respuesta frente a las parasitosis además *Strongylus spp.* crea nódulos hemorrágicos (Véase resultados)
 - Finalmente en el sexto muestreo la mayoría de parámetros tuvieron una relación negativa esto se puede deber a que la respuesta del organismo a una infección parasitaria más moderada es anemia, las células blancas también se van

disminuyendo por su alta demanda, los nódulos donde maduran las larvas juveniles se rompen y crean hemorragia por lo tanto el hemograma si puede ser utilizado como ayuda diagnóstica y nos ayudara a conocer la cronicidad de la infección parasitaria (Véase resultados). Por lo tanto el hemograma se puede utilizar como una ayuda diagnóstica ya que hematocrito bajo y eritrocitos bajos nos estaría indicando una parasitosis severa, leucocitosis muestra una infestación masiva y eosinofilia se presenta la mayoría de ocasiones por larvas migratorias sin tener relación con la cronicidad de la parasitosis por lo tanto son buenos indicativos como se ha visto en este estudio y también es mencionado por Mejía (Mejía Ochoa, 2013).

5.2 Recomendaciones

- Se aconseja realizar estudios en otras zonas geográficas o en otra época del año en las cuales se puedan presentar otras especies de parásitos, también si es posible tener grupos con mayor número de animales y los resultados sean aún más significativos, además utilizar otras técnicas de observación de parásitos como coprocultivo, que es más precisa, para comparar con la técnica ya utilizada.
- Se recomienda tomar en cuenta parámetros como hematocrito, eosinófilos y hemoglobina, que fueron los más significativos en este estudio, para así dar un tratamiento también para ello y que no solo se base en la desparasitación. De igual manera analizar otros parámetros como anticuerpos, hierro, entre otros para analizar la relación de estos con las parasitosis, además realizar necropsias para no solamente analizar los huevos de parásitos sino también las larvas

como tal y poder observar su migración y relacionarlo con otros parámetros.

- Se sugiere comprobar que factores externos, como la salida de animales fuera de las instalaciones, no afecten los resultados del estudio. Además se aconseja utilizar el hemograma como una ayuda diagnóstica para conocer la cronicidad de las parasitosis.

REFERENCIAS

- Adámez, P. A. (2001). *Planificación y manejo de la explotación equina*. Consejería de Agricultura y Ganadería. http://www.produccion-animal.com.ar/produccion_equinos/produccion_equina_en_general/54-planificacion.pdf
- Adams, A. A., Betancourt, A., Barker, V. D., Siard, M. H., Elzinga, S., Bellaw, J. L., Amodie, D. M., & Nielsen, M. K. (2015). Comparison of the Immunologic Response to Anthelmintic Treatment in Old Versus Middle-Aged Horses. *Journal of Equine Veterinary Science*. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2015.07.005>
- Agrocalidad. (2016). *Manual de procedimientos para la toma y envío de muestras a laboratorio*. <http://www.agrocalidad.gob.ec/wp-content/uploads/2015/09/instructivo-toma-y-envio-de-muestras-en-animales-domesticos-19-01-2017.pdf>
- Aránzazu Mañes, Meana; Rojo Vásquez, A. F. (2010). *87 Q&A sobre parasitología equina*. Servet.
- Bajón, Román Miguel; Gonzáñez, A. M. (2008). Nutrición equina. *Hospital Veterinario Sierra de Madrid*, 1–6. http://www.hvsmveterinario.com/casosclin/L_18_NUTRICION_EQUINA.pdf
- Barioglio, C. F. (2001). *Diccionario de producción animal*. Brujas.
- Barriga, O. (2002). *Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina*. Alex books.
- Bowman, D. D. (2011). *Parasitología para veterinarios* (Novena edi). Elsevier.
- Buide, R. (2003). *Manejo de Haras: Problemas y soluciones*. Hemisferio Sur S.A.
- Caballero, F. J. D. (2013). *Aproximación al diagnóstico y epidemiología de la anemia en los équidos de Gran Canaria*.

- Cabello, J. (2018). Diagnostico de parasitosis gastrointestinal en equinos del Municipio de Saltillo, Coahuila. In *Redvet*.
- Chaparro Gutiérrez, J. J., Ramírez Vásquez, N. F., Piedrahita, D., Strauch, A., Sánchez, A., Tobón, J., Olivera-Angel, M., Ortiz-Ortega, D., & Villar-Argaiz, D. (2018). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en equinos y factores de riesgo asociados en varias zonas de Antioquia, Colombia. *CES Medicina Veterinaria y Zootecnia*. <https://doi.org/10.21615/cesmvz.13.1.1>
- Christley, R. M. (2013). Infectious Diseases of the Horse: Diagnosis, Pathology, Management and Public Health. *Veterinary Record*. <https://doi.org/10.1136/vr.f7545>
- De Nieuwerkerken Armijos, E. de G. (2017). Determinación del espectro y la efectividad antiparasitaria del pamoato de pirantel frente al mebendazol para cestodos y nemátodos gastrointestinales en equinos de la zona Lasso Ecuador. *Universidad de Las Américas*. <http://dspace.udla.edu.ec/handle/33000/6746>
- Dennis, V. A., Klei, T. R., Miller, M. A., Chapman, M. R., & McClure, J. R. (1992). Immune responses of pony foals during repeated infections of *Strongylus vulgaris* and regular ivermectin treatments. *Veterinary Parasitology*. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(92\)90105-I](https://doi.org/10.1016/0304-4017(92)90105-I)
- Duncan, J. L., & Pirie, H. M. (1975). The pathogenesis of single experimental infections with *Strongylus vulgaris* in foals. *Research in Veterinary Science*. [https://doi.org/10.1016/s0034-5288\(18\)33635-x](https://doi.org/10.1016/s0034-5288(18)33635-x)
- Equusline. (2016). *Nutrición equinos*. <https://www.equusline.es/comida-caballo-dia/>
- Fabiani, J. V., Lyons, E. T., & Nielsen, M. K. (2016). Dynamics of *Parascaris* and *Strongylus* spp. parasites in untreated juvenile horses. *Veterinary Parasitology*. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2016.11.002>
- Felippelli, G., Cruz, B. C., Gomes, L. V. C., Lopes, W. D. Z., Teixeira, W. F. P., Maciel, W. G., Buzzulini, C., Bichuette, M. A., Campos, G. P., Soares, V. E., Bergamasco, P. L. F., Oliveira, G. P. de, & Costa, A. J. da. (2015).

Susceptibility of helminth species from horses against different chemical compounds in Brazil. *Veterinary Parasitology*. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2015.07.041>

- Francisco, I., Arias, M., Cortiñas, F. J., Francisco, R., Mochales, E., Sánchez, J. A., Uriarte, J., Suárez, J. L., Morrondo, P., Sánchez-Andrade, R., Díez-Baños, P., & Paz-Silva, A. (2009). Silvopastoralism and autochthonous equine livestock: Analysis of the infection by endoparasites. *Veterinary Parasitology*. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.06.018>
- Google maps. (2019). <https://www.google.com/maps/place/Yaruqui>. <https://www.google.com/maps/place/Yaruquí/@-0.1657722,-78.3251418,15z/data=!3m1!4b1!4m5!3m4!1s0x91d592942e07ca39:0x80f3046efaa71186!8m2!3d-0.1670362!4d-78.3187871>
- Gordon Watson, Mary; Russell, R. Lyon; Montgomery, S. W. J. A. (2003). *Guía completa de Caballos* (LIBSA (ed.)).
- Guerrero Soria, C. S. (2006). Caracterización de las cinco principales parásitos gastrointestinales y efecto de la aplicación de Ivermectina + Praziquantel (Ivequin) en equinos en la región de la Sierra Central, Ecuador. *Zamorano*, 6–20. <https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/809/1/T2251.pdf>
- Hopper, S. M., Van Kruiningen, H. J., & Daniels, W. H. (1984). The elimination of equine strongyles and hematological and pathological consequences following larvicidal doses of thiabendazole. *Veterinary Parasitology*. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(84\)90130-4](https://doi.org/10.1016/0304-4017(84)90130-4)
- Jacobs, Dennis; Fox, Mark; Gibbons, Lynda; Hermosilla, C. (2016). *Principles of Veterinary Parasitology*. Wiley Black Well.
- James, B. (2020). *Composición Ivequin*. Jamesbrownpharma. <https://www.jamesbrownpharma.com/producto/ivequin/>
- Medios, C. (2015). *SNI*. http://app.sni.gob.ec/sni-link/sni/PORTAL_SNI/data_sigad_plus/sigadplusdiagnostico/1768123110001_1768123110001_24-06-2015_16-37-38.pdf

- Mejía Ochoa, E. P. (2013). Identificación de *Strongylus* spp. en equinos de las parroquias rurales del cantón cuenca [Universidad de Cuenca]. In *Universidad de Cuenca*. <https://core.ac.uk/download/pdf/128243893.pdf>
- Monahan, C. M., Chapman, M. R., Taylor, H. W., French, D. D., & Klei, T. R. (1997). Foals raised on pasture with or without daily pyrantel tartrate feed additive: Comparison of parasite burdens and host responses following experimental challenge with large and small strongyle larvae. *Veterinary Parasitology*. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(97\)00096-4](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(97)00096-4)
- Montalvo, C. (2019). *Informe de resultados*.
- Morales, A. Abelardo; Villoria, C. Diana; Alzaiba, C. Juan; Bello, Hector; Vallejo, M. (2012). Control de parásitos gastrointestinales. *Sociedad Venezolana de Farmacología Clínica y Terapéutica Venezuela*.
- Nielsen, M. K., Vidyashankar, A. N., Olsen, S. N., Monrad, J., & Thamsborg, S. M. (2012). *Strongylus vulgaris* associated with usage of selective therapy on Danish horse farms-Is it reemerging? *Veterinary Parasitology*. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.04.039>
- Pedroso, I. de J. Z. (1998). *Manual de equinos*. ACPA. <https://biblioteca.ihatuey.cu/link/libros/veterinaria/mae.pdf>
- Pérez, A. P. (1995). Nutrición y alimentación del caballo. In *Nutrición y alimentación del caballo* (pp. 1–27). Elsevier.
- Prado Silva, R. H., de Rezende, A. S. C., Saliba, E. de O. S., Silva Inácio, D. F. da, Santiago, J. M., Borges, I., & Ralston, S. L. (2016). The Effect of Deworming on Apparent Digestion, Body Weight, and Condition in Heavily Parasitized Mares. *Journal of Equine Veterinary Science*. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2015.10.001>
- Quiroz, H. (2013). Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domesticos. In *SERBIULA (sistema Librum 2.0)*.
- Ramis Borque, J. (2013). *Interpretación del hemograma*. Hospital Del Mar.
- Reinemeyer, C. R., Prado, J. C., Andersen, U. V., Nielsen, M. K., Schrickler,

- B., & Kennedy, T. (2014). Effects of daily pyrantel tartrate on strongylid population dynamics and performance parameters of young horses repeatedly infected with cyathostomins and *Strongylus vulgaris*. *Veterinary Parasitology*. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.05.034>
- Ruíz González, A. L. (2007). Diagnóstico inicial de parásitos gastrointestinales a través de los métodos de Flotación, Hakarua Ueno y Graham modificado, en asnos (*Equus asinus*) de la aldea Maraxco del municipio de Chiquimula. *UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA*, 1–67. <https://core.ac.uk/download/pdf/35294224.pdf>
 - Sáenz Timpe, M. L. (2018). Evaluación de la dinámica pre y post desparasitación de la carga y tipos de parásitos en caballos al pastoreo de la hacienda San Luis Patate Tungurahua. *Universidad de Las Américas*, 41–44. <http://dspace.udla.edu.ec/bitstream/33000/9064/1/UDLA-EC-TMVZ-2018-28.pdf>
 - Scare, J. A., Steuer, A. E., Gravatte, H. S., Kálmán, C., Ramires, L., Dias de Castro, L. L., Norris, J. K., Miller, F., Camargo, F., Lawyer, A., De Pedro, P., Jolly, B., & Nielsen, M. K. (2018). Management practices associated with strongylid parasite prevalence on horse farms in rural counties of Kentucky. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2018.08.002>
 - Sukhdeo, D. L. M. M. J. H. S. L. R. M. V. K. (1996). Grazing Behavior of horses on pasture: predisposition to Strongylid infection? *Journal of Equine Veterinary Science*, 421–426.
 - Tizard, I. (2013). *Veterinary Immunology* (Novena edi). Elsevier.
 - Tydén, E., Enemark, H. L., Franko, M. A., Höglund, J., & Osterman-Lind, E. (2019). Prevalence of *Strongylus vulgaris* in horses after ten years of prescription usage of anthelmintics in Sweden. *Veterinary Parasitology: X*. <https://doi.org/10.1016/j.vpoa.2019.100013>
 - Wale, D. . L. y J. . (2001). *Proceeding of a workshop on Equine immunology*. R&W Publication.

ANEXOS

- Anexo 1:

Examen clínico:

Tabla 35. *Examen clínico a los equinos en estudio*

Nro animal	Ani mo	FC	FR	T°	Mucosa s	TLLC	Pulso
1	Aler ta	48 lat/min	18 resp/min	37.2	Rosadas	2 seg	Fuerte
2	Aler ta	40 lat/min	14 resp/min	37.1	Rosadas	2 seg	Normal
3	Aler ta	36 lat/min	12 resp/min	37.6	Rosadas	2 seg	Normal
4	Aler ta	42 lat/min	10 resp/min	37.2	Rosadas	2 seg	Fuerte
5	Aler ta	38 lat/min	12 resp/min	37.4	Rosadas	2 seg	Normal
6	Aler ta	40 lat/min	16 resp/min	37.6	Rosadas	2 1/2 seg	Normal
7	Aler ta	40 lat/min	12 resp/min	37.6	Rosadas	2 seg	Normal
8	Aler ta	36 lat/min	12 resp/min	37.8	Rosadas	2 seg	Normal
9	Aler ta	40 lat/min	10 resp/min	37.2	Rosadas	2 seg	Normal
10	Aler ta	40 lat/min	16 resp/min	37.8	Rosadas	2 seg	Normal
11	Aler ta	36 lat/min	16 resp/min	37.6	Rosadas	2 seg	Normal
12	Aler ta	38 lat/min	16 resp/min	37.6	Rosadas	2 seg	Normal
13	Aler ta	32 lat/min	12 resp/min	37.6	Rosadas	2 seg	Normal
14	Aler ta	46 lat/min	16 resp/min	37.4	Rosadas	2 seg	Fuerte
15	Aler ta	40 lat/min	16 resp/min	37.6	Rosadas	2 seg	Normal
16	Aler ta	34 lat/min	12 resp/min	37.6	Rosadas	2 seg	Normal
17	Aler ta	36 lat/min	14 resp/min	37.4	Rosadas	2 seg	Normal
18	Aler ta	38 lat/min	14 resp/min	38	Rosadas	2 seg	Normal

19	Aler ta	34 lat/min	16 resp/min	37.6	Rosadas	2 seg	Normal
20	Aler ta	32 lat/min	16 resp/min	37.2	Rosadas	2 seg	Normal
21	Aler ta	40 lat/min	16 resp/min	37.8	Rosadas	2 seg	Normal
22	Aler ta	38 lat/min	14 resp/min	38.1	Rosadas	3 seg	Normal
23	Aler ta	38 lat/min	12 resp/min	37.2	Rosadas	2 seg	Normal
24	Aler ta	38 lat/min	12 resp/min	37.4	Rosadas	2 seg	Normal
25	Aler ta	32 lat/min	18 resp/min	38.2	Rosadas	2 seg	Normal
26	Aler ta	36 lat/min	16 resp/min	37.4	Rosadas	3 seg	Normal
27	Aler ta	40 lat/min	18 resp/min	37.8	Rosadas	2 seg	Normal
28	Aler ta	40 lat/min	14 resp/min	37.4	Rosadas	2 seg	Normal
29	Aler ta	38 lat/min	12 resp/min	38.1	Rosadas	2 seg	Normal

Nro anim al	Motilidad	Defecación	Orina	Agua
1	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
2	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
3	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
4	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
5	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
6	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
7	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
8	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
9	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
10	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
11	Hipo.V.I	Normal	Normal	Ad libitum
12	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
13	Normal	Normal	Normal	Ad libitum

14	Hipo D.D	Normal	Normal	Ad libitum
15	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
16	Hiper.D.D	Normal	Normal	Ad libitum
17	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
18	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
19	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
20	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
21	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
22	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
23	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
24	Hiper.D.D	Normal	Normal	Ad libitum
25	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
26	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
27	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
28	Normal	Normal	Normal	Ad libitum
29	Normal	Normal	Normal	Ad libitum

- Anexo 2:

Carga parasitaria por caballo:

Valor normal : ≤ 200 hpg

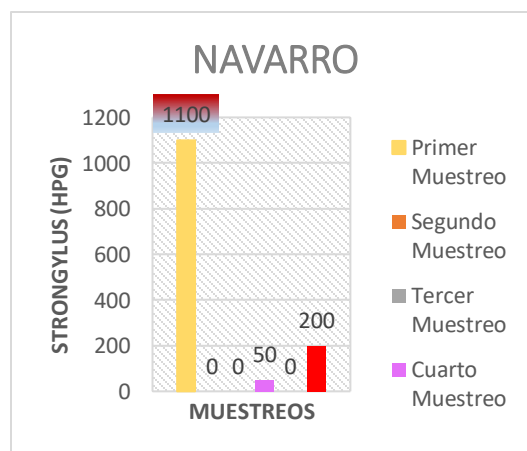


Figura 56. Carga parasitaria Navarro

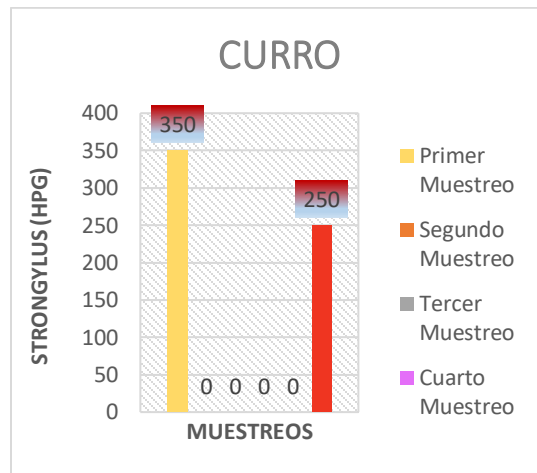


Figura 57. Carga parasitaria Curro

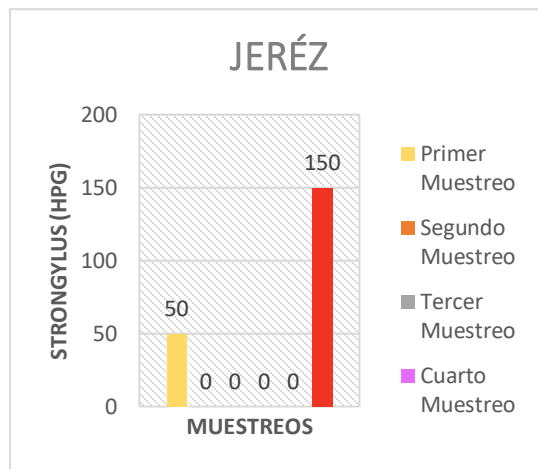


Figura 58. Carga parasitaria Jeréz

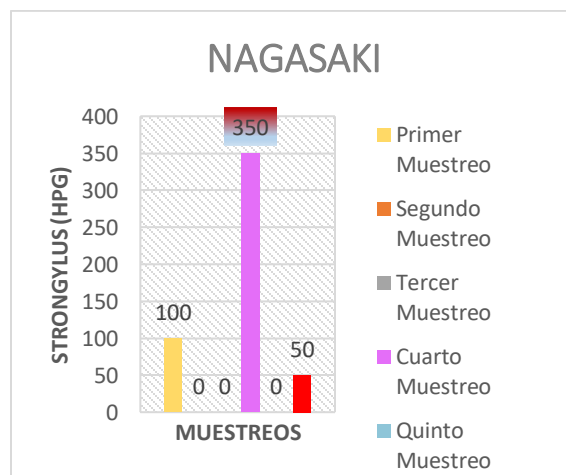


Figura 59. Carga parasitaria Nagasaki

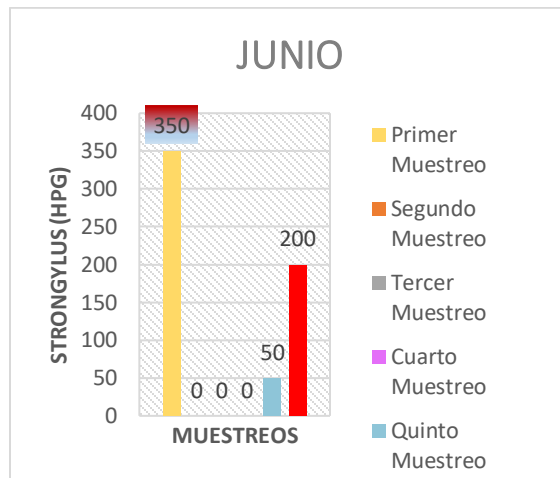


Figura 60. Carga parasitaria Junio

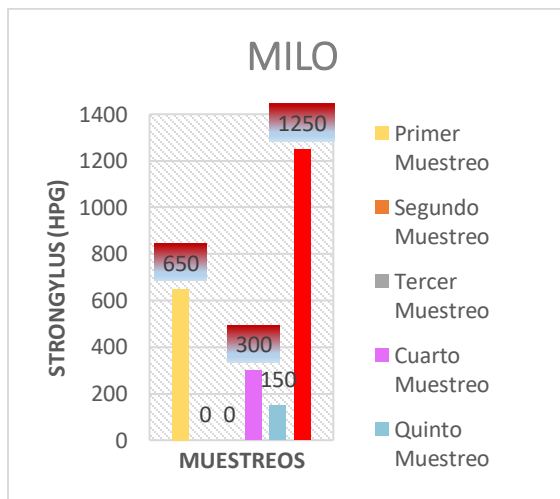


Figura 61. Carga parasitaria Milo

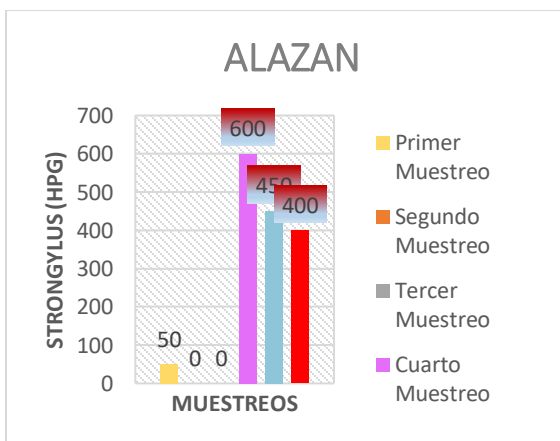


Figura 62. Carga parasitaria Alazán

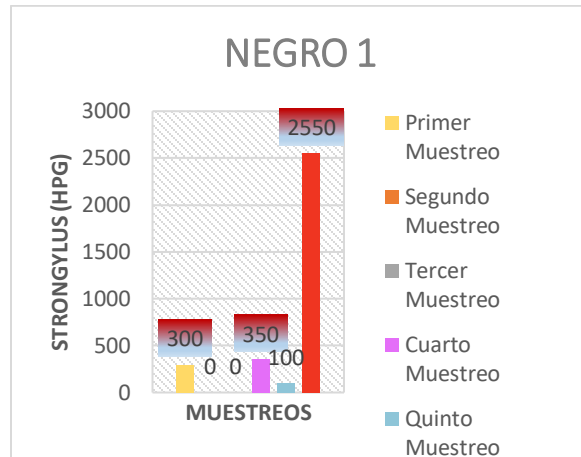


Figura 63. Carga parasitaria Negro 1

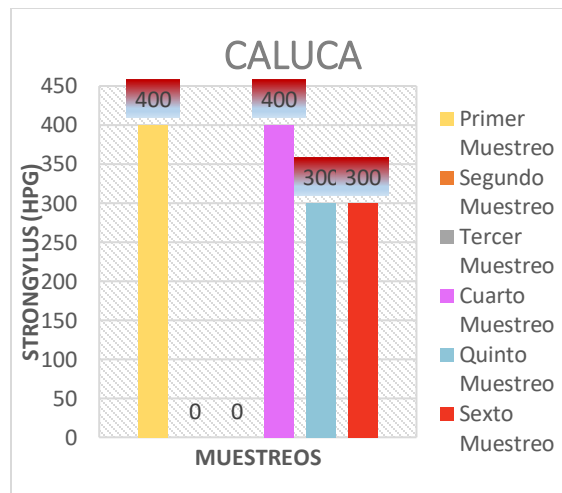


Figura 64. Carga parasitaria Caluca

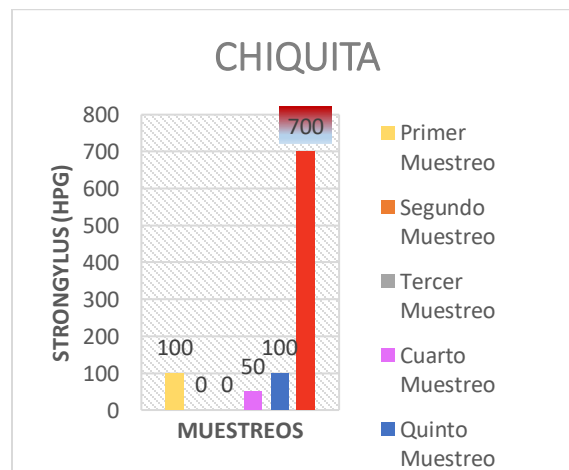


Figura 65. Carga parasitaria Chiquita

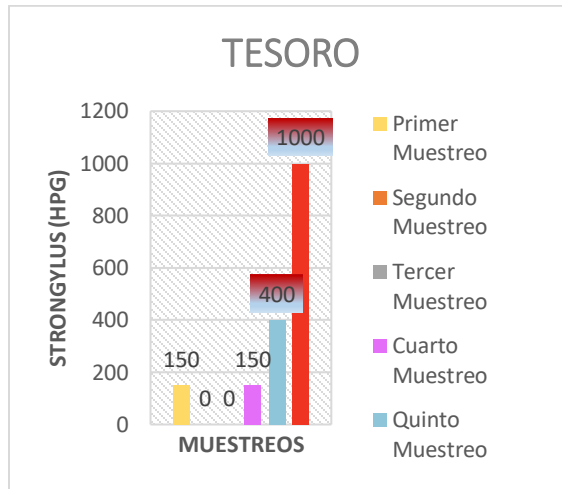


Figura 66. Carga parasitaria Tesoro

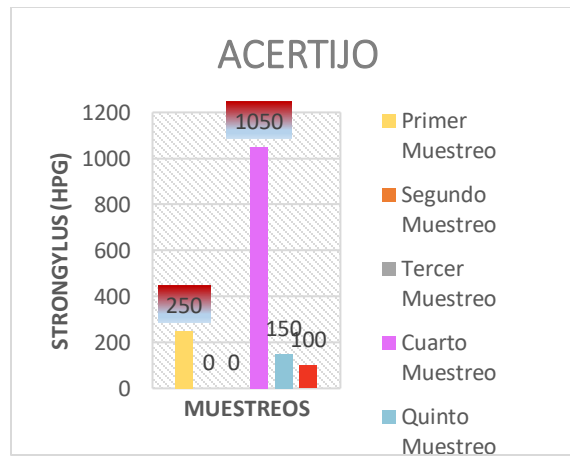


Figura 67. Carga parasitaria Acertijo

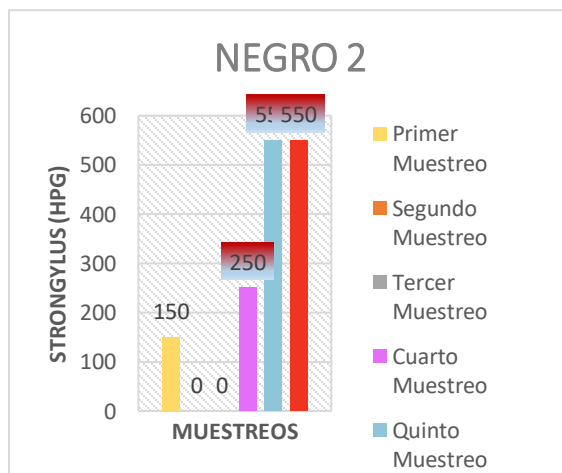


Figura 68. Carga parasitaria Negro 2

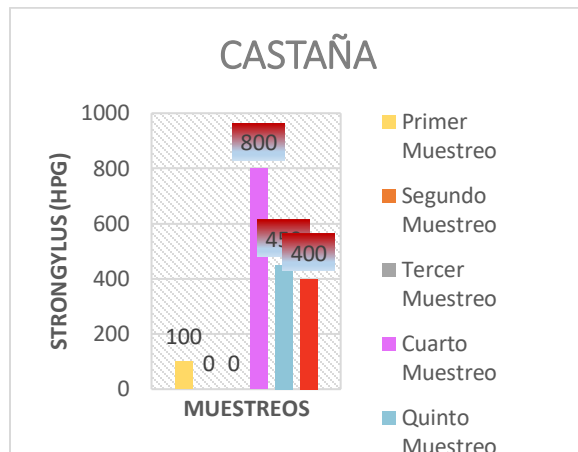


Figura 69. Carga parasitaria Castaña

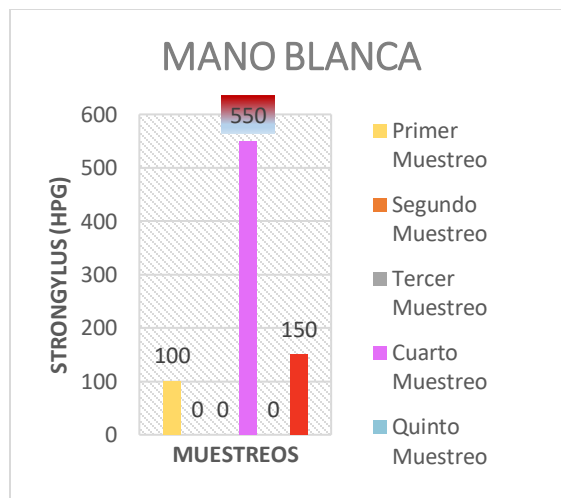


Figura 70. Carga parasitaria Mano blanca

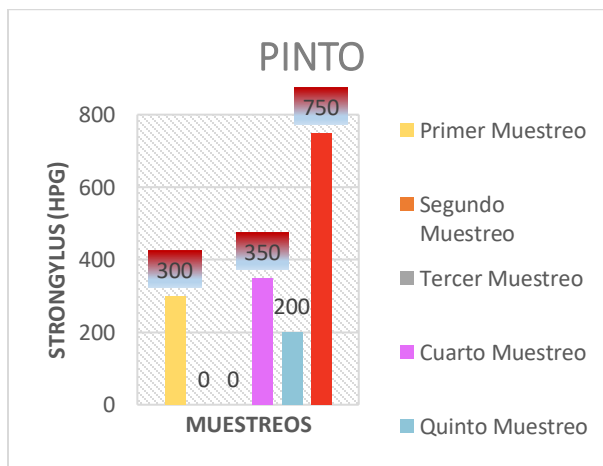


Figura 71. Carga parasitaria Pinto

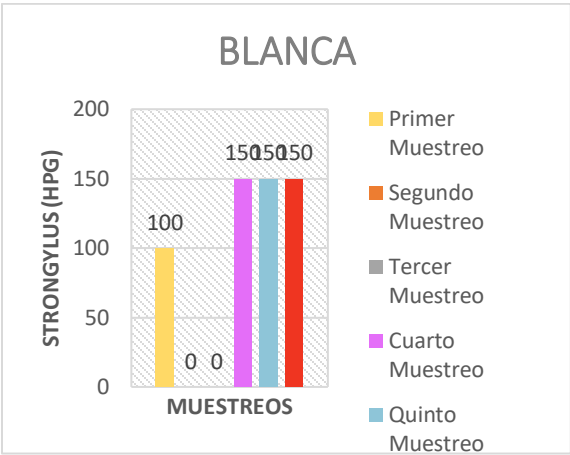


Figura 72. Carga parasitaria Blanca

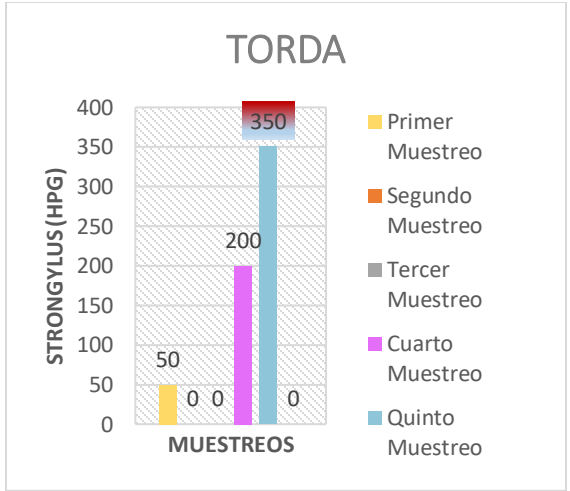


Figura 73. Carga parasitaria Torda

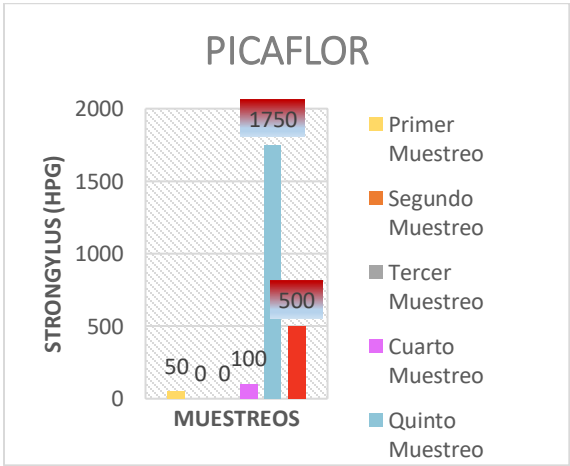


Figura 74. Carga parasitaria Picaflor

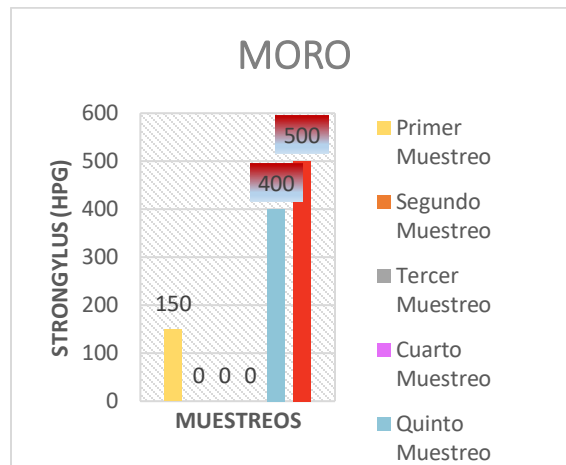


Figura 75. Carga parasitaria Moro

- Anexo 3:

Carga parasitaria según sistema de crianza:

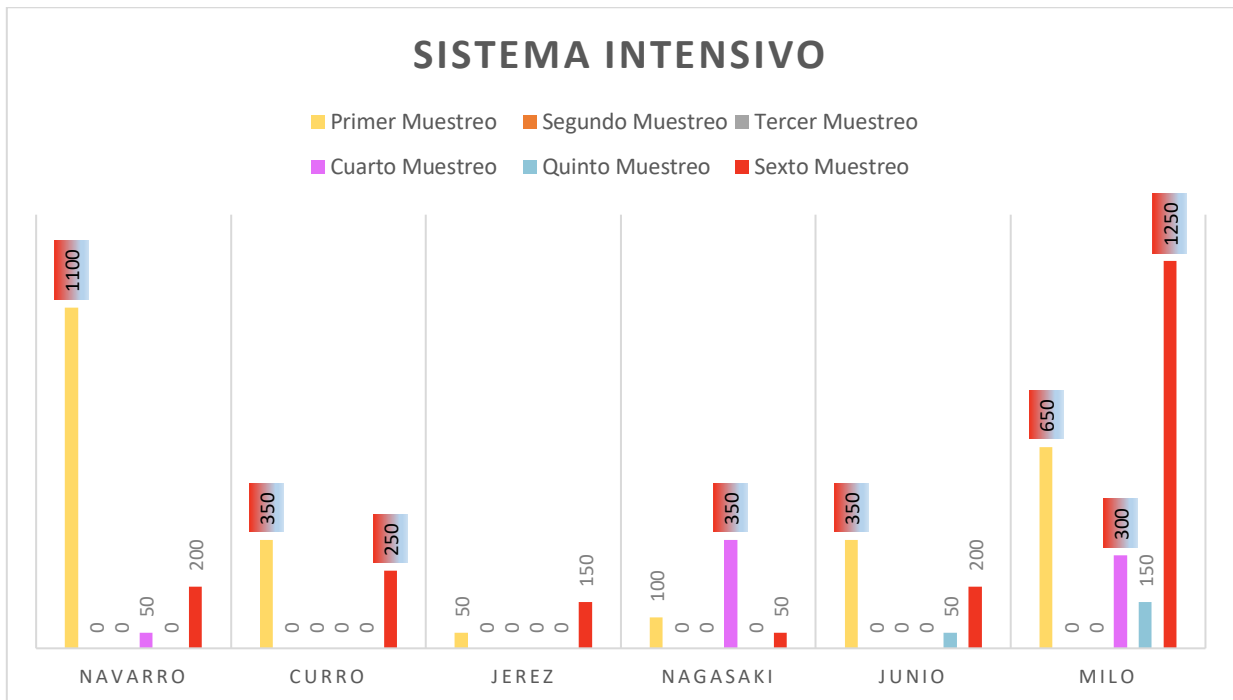


Figura 76. Carga parasitaria sistema intensivo

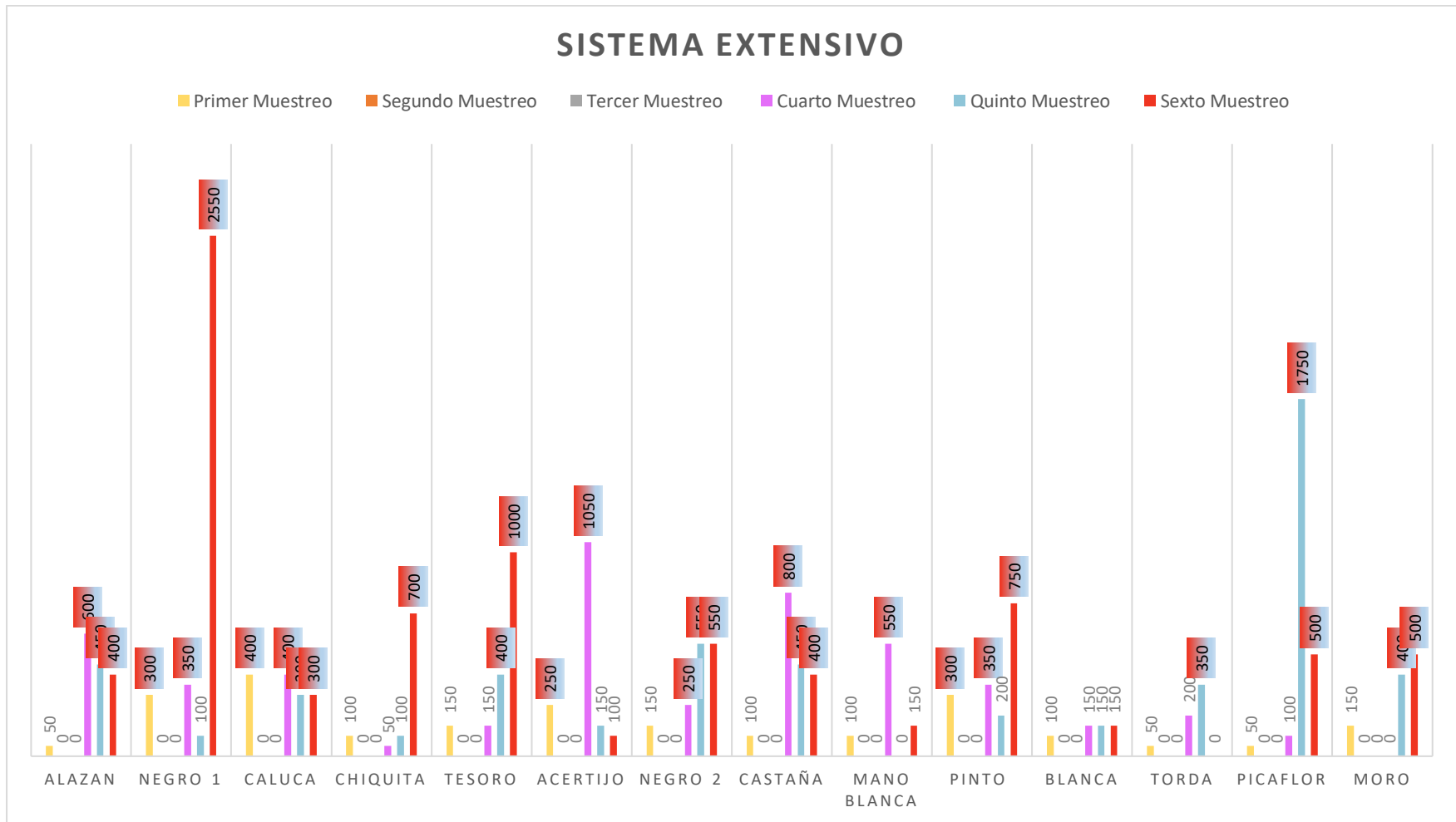


Figura 77. Carga parasitaria sistema extensivo

- Anexo 4

Parámetros hematológicos caballos

- Hematocrito:

Valor normal: 0.32-0.52 L/L

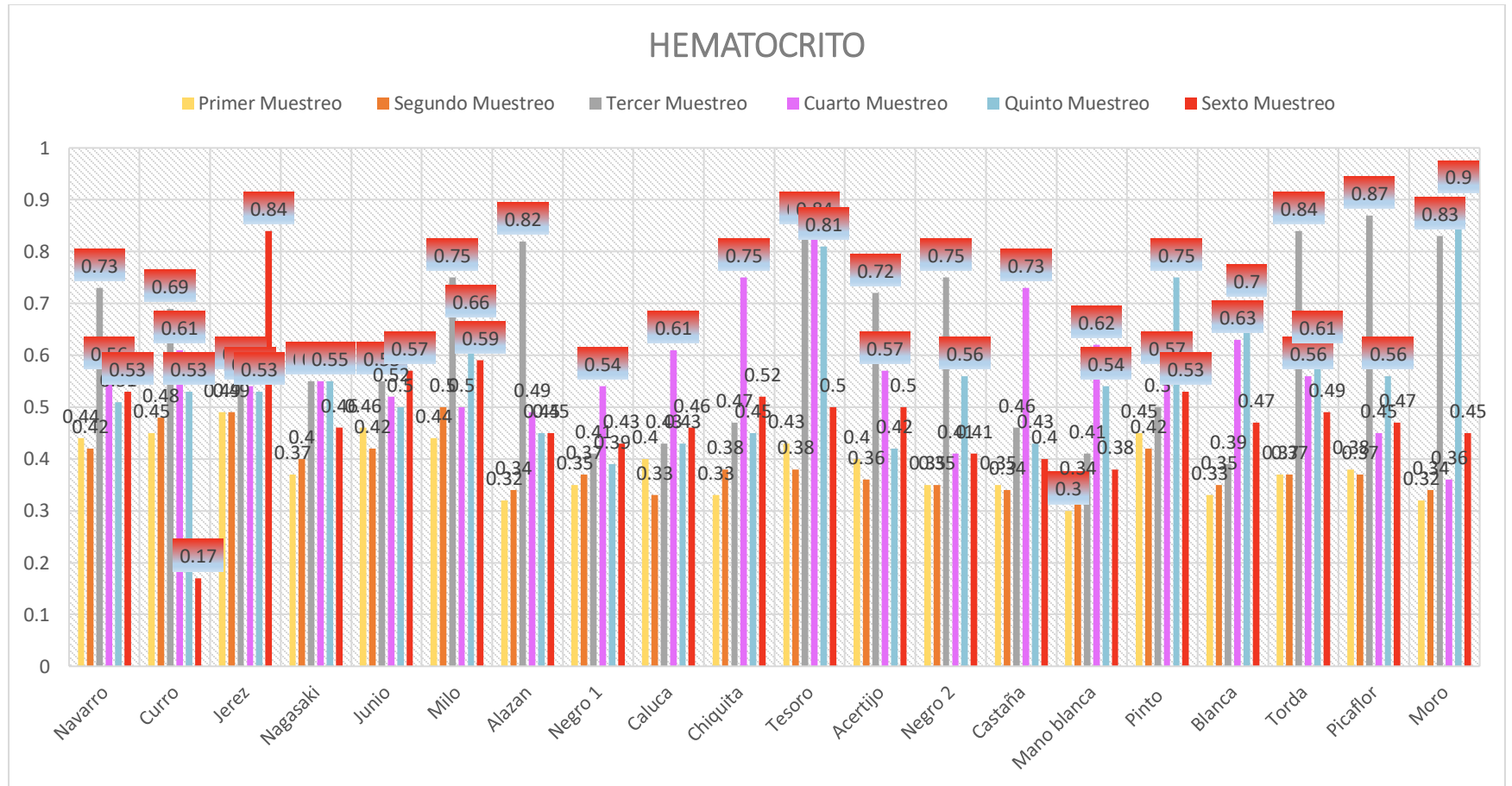


Figura 78. Hematocrito caballos

- Hemoglobina:

Valor normal: 111-190 g/L

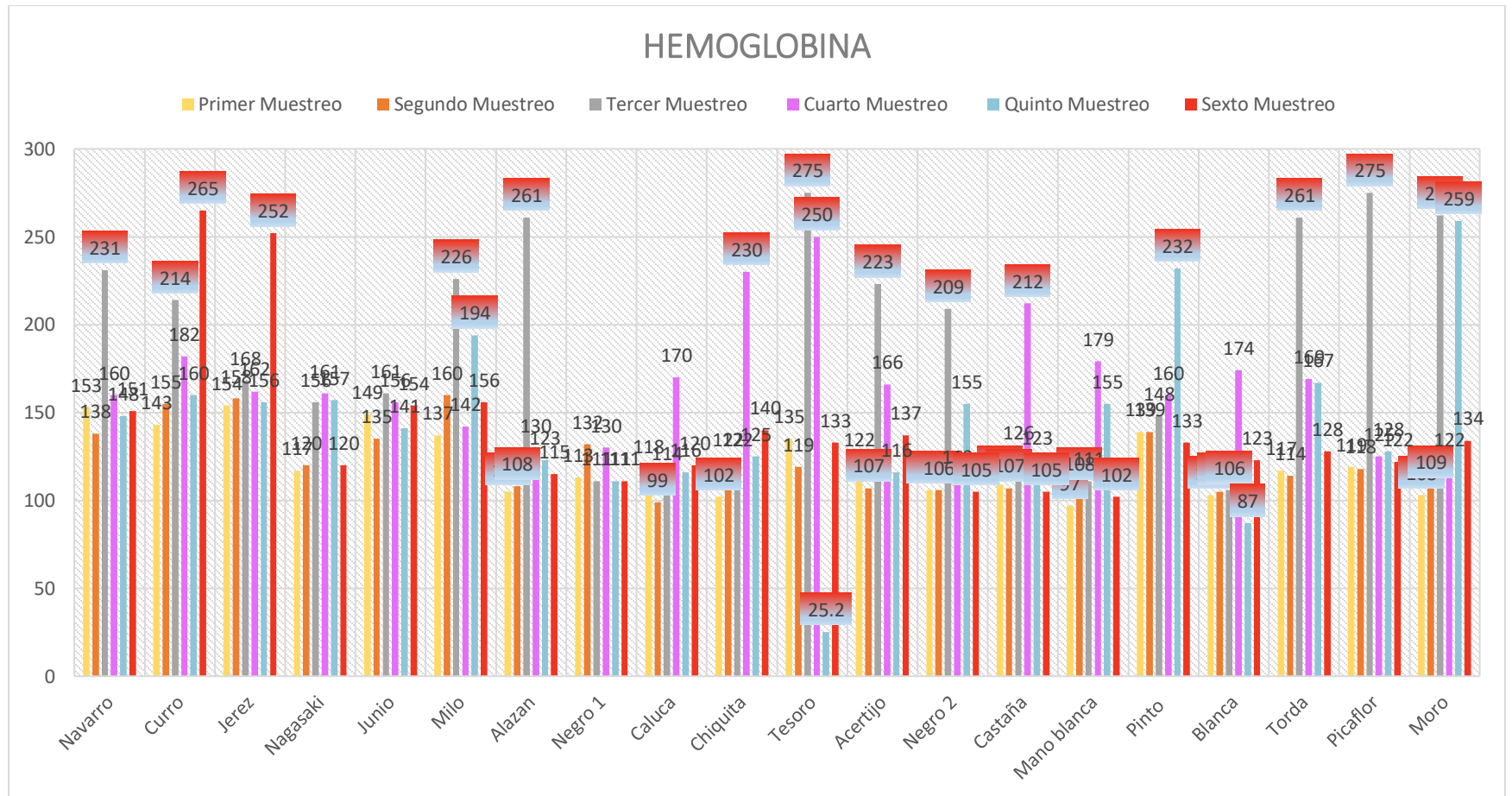


Figura 79. Hemoglobina caballos

- Eritrocitos:

Valor normal: 6.5-12.5 10¹²/L

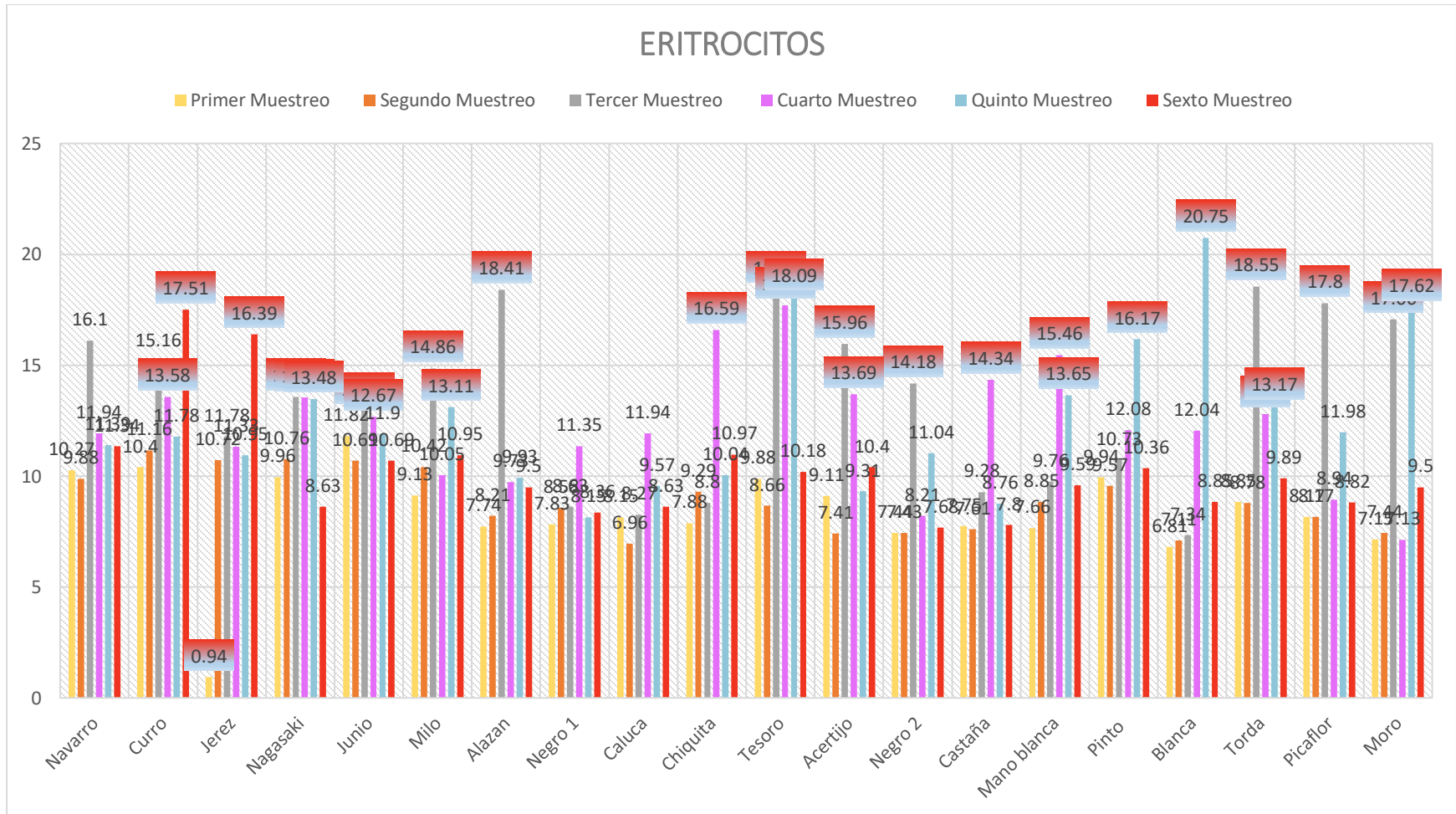


Figura 80. Eritrocitos caballos

- VGM:

Valor normal: 34-58 f/L

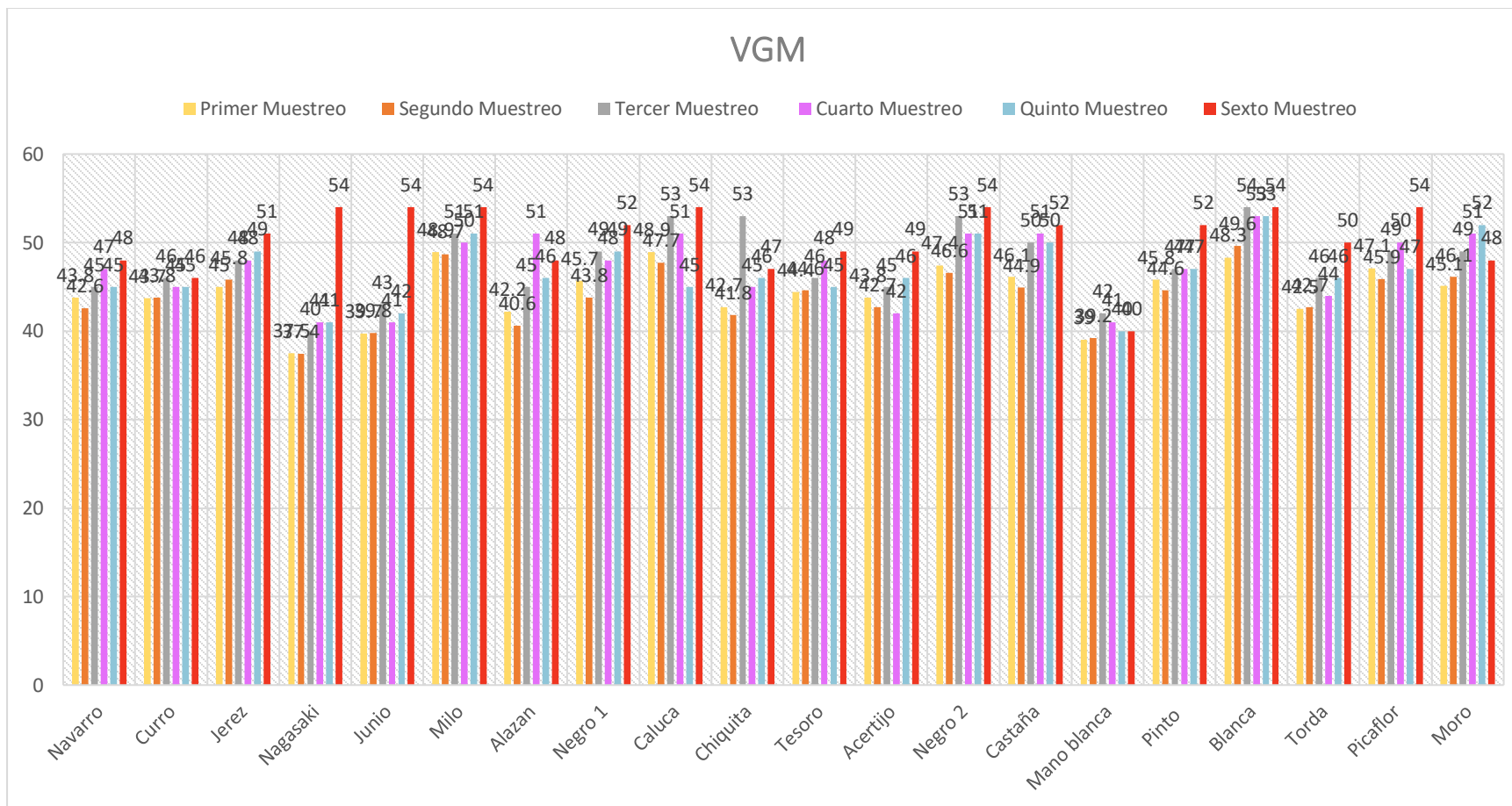


Figura 81. VGM caballos

- CGMH:

Valor normal: 310-370 g/L

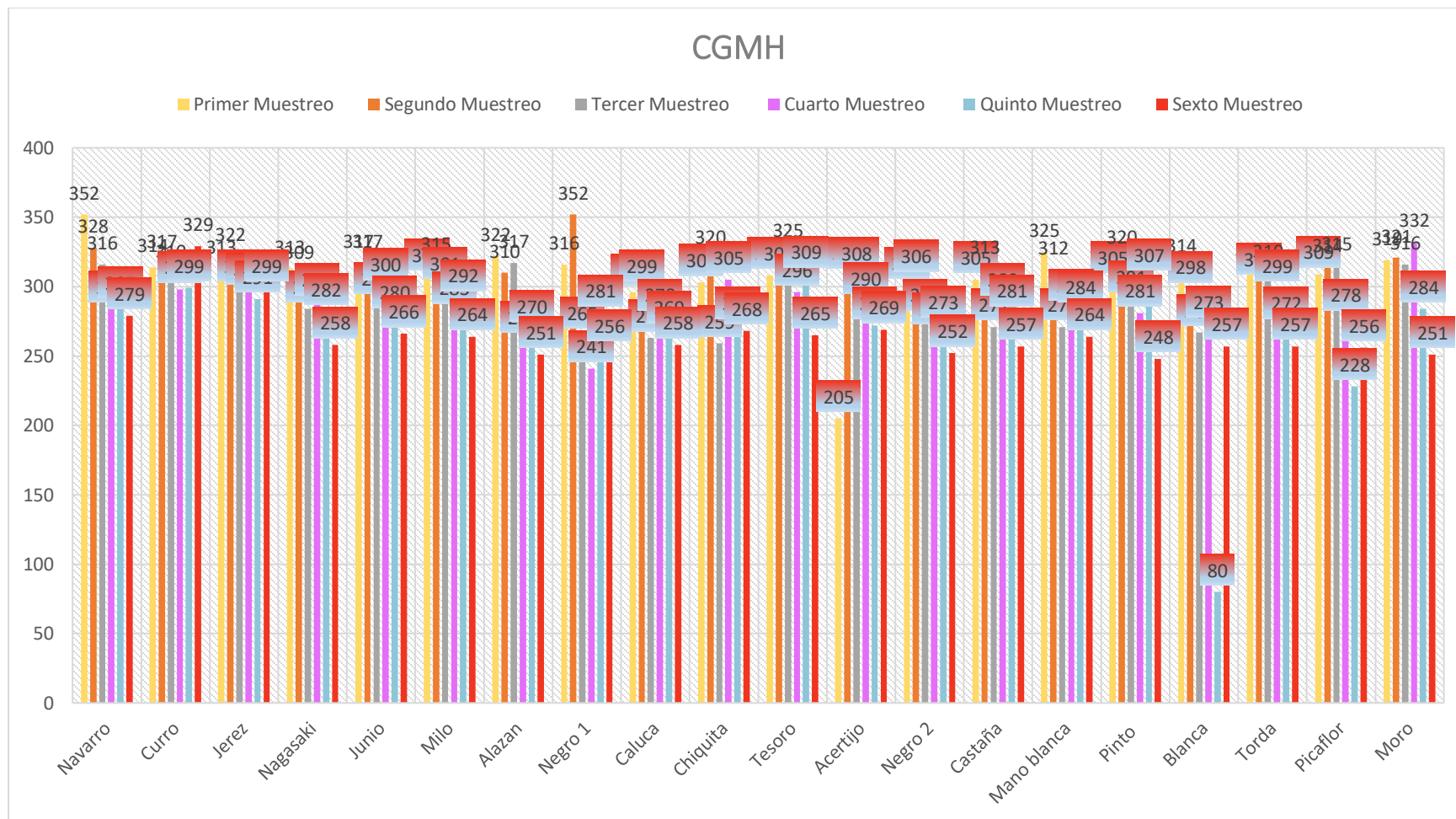


Figura 82. CGMH caballos

- Plaquetas:

Valor normal: 100-600 10⁹/L

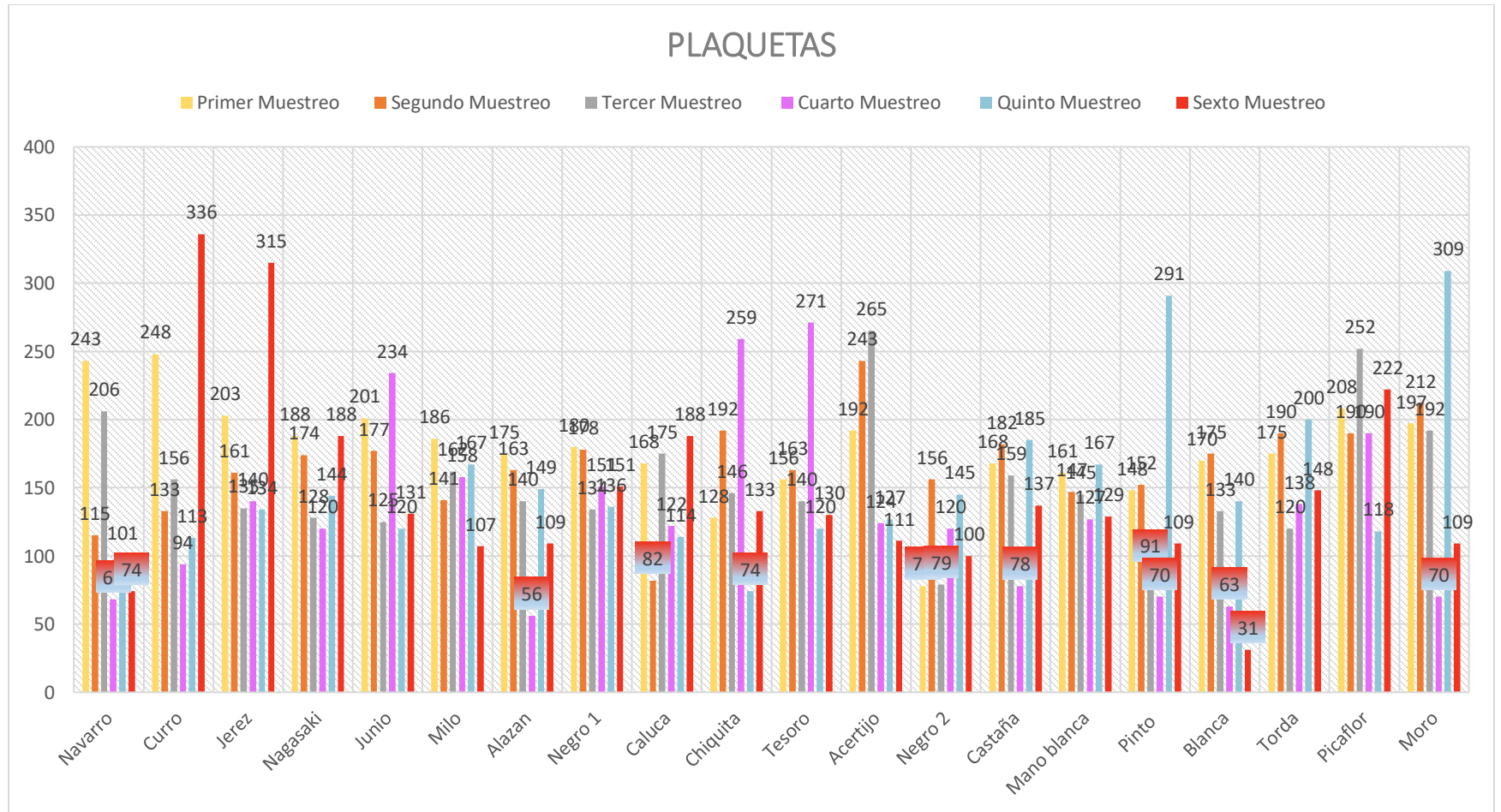


Figura 83. Plaquetas caballos

- Leucocitos:

Valor normal: $5.5-12.5 \times 10^9/L$

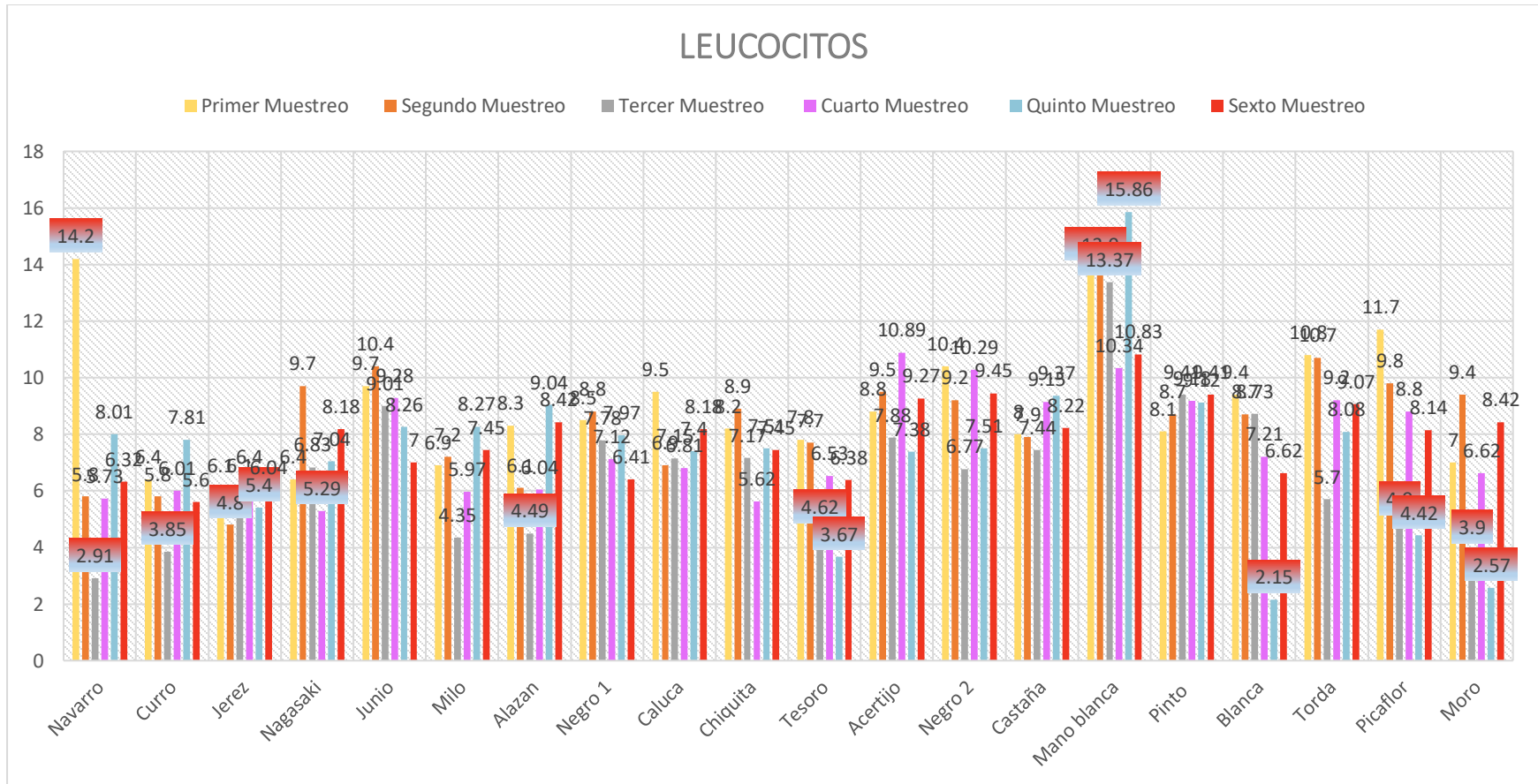


Figura 84. Leucocitos caballos

- Neutrófilos:

Valor normal: 2.7-6.7 10⁹/L

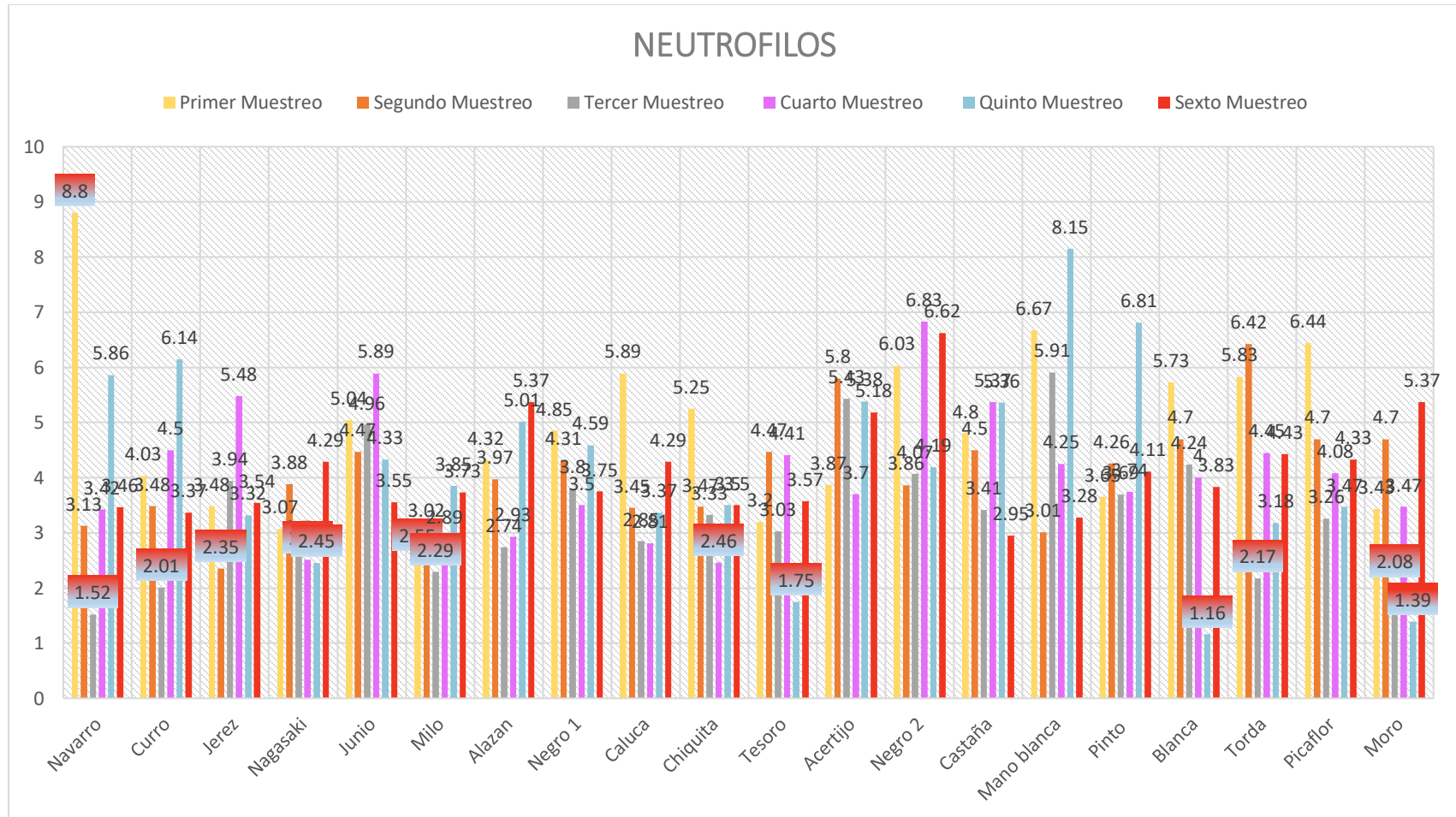


Figura 85. Leucocitos caballos

- Linfocitos:

Valor normal: 1.5-7.5 10⁹/L

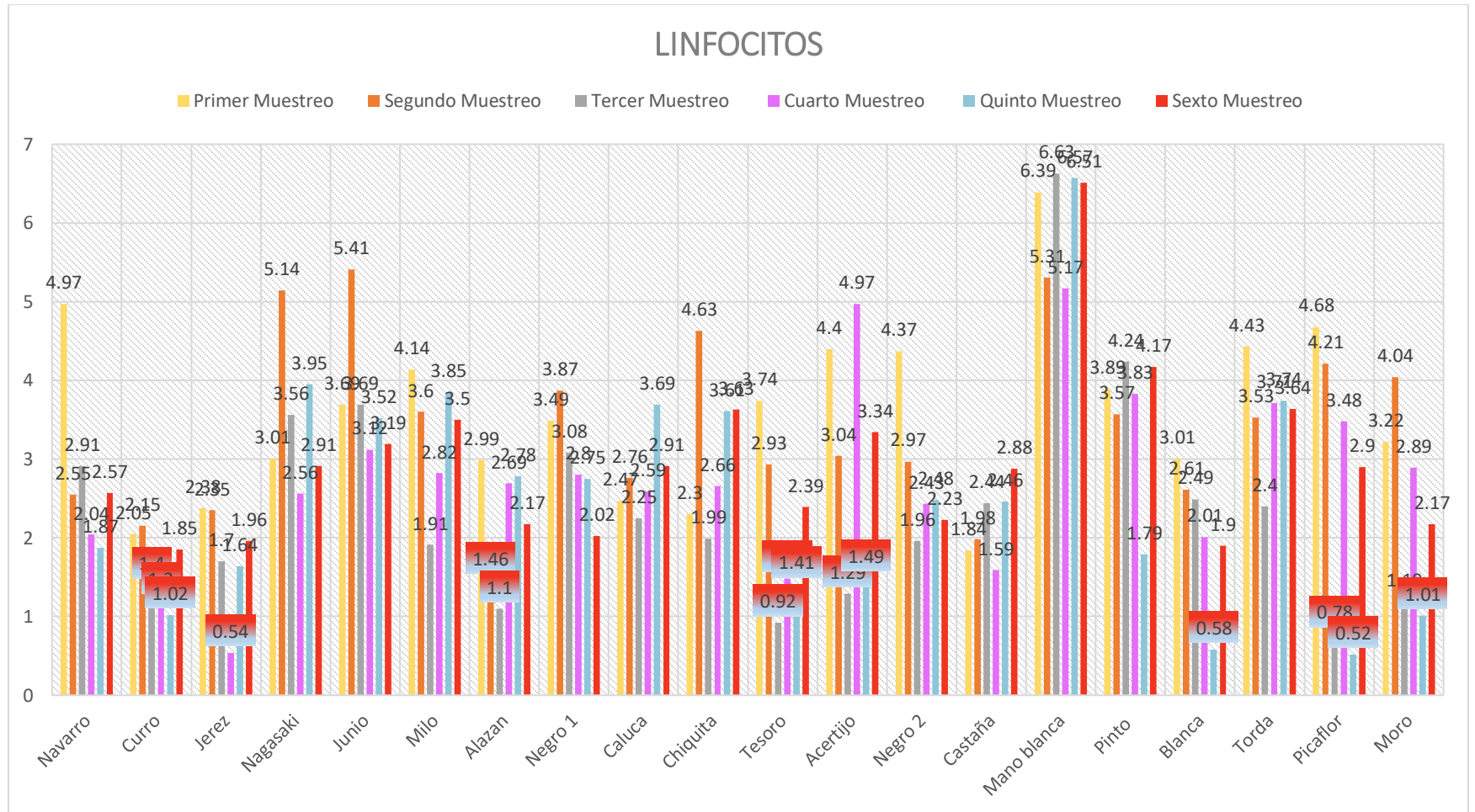


Figura 86. Linfocitos caballos

- Monocitos:

Valor normal: 0-0.08 $10^9/L$

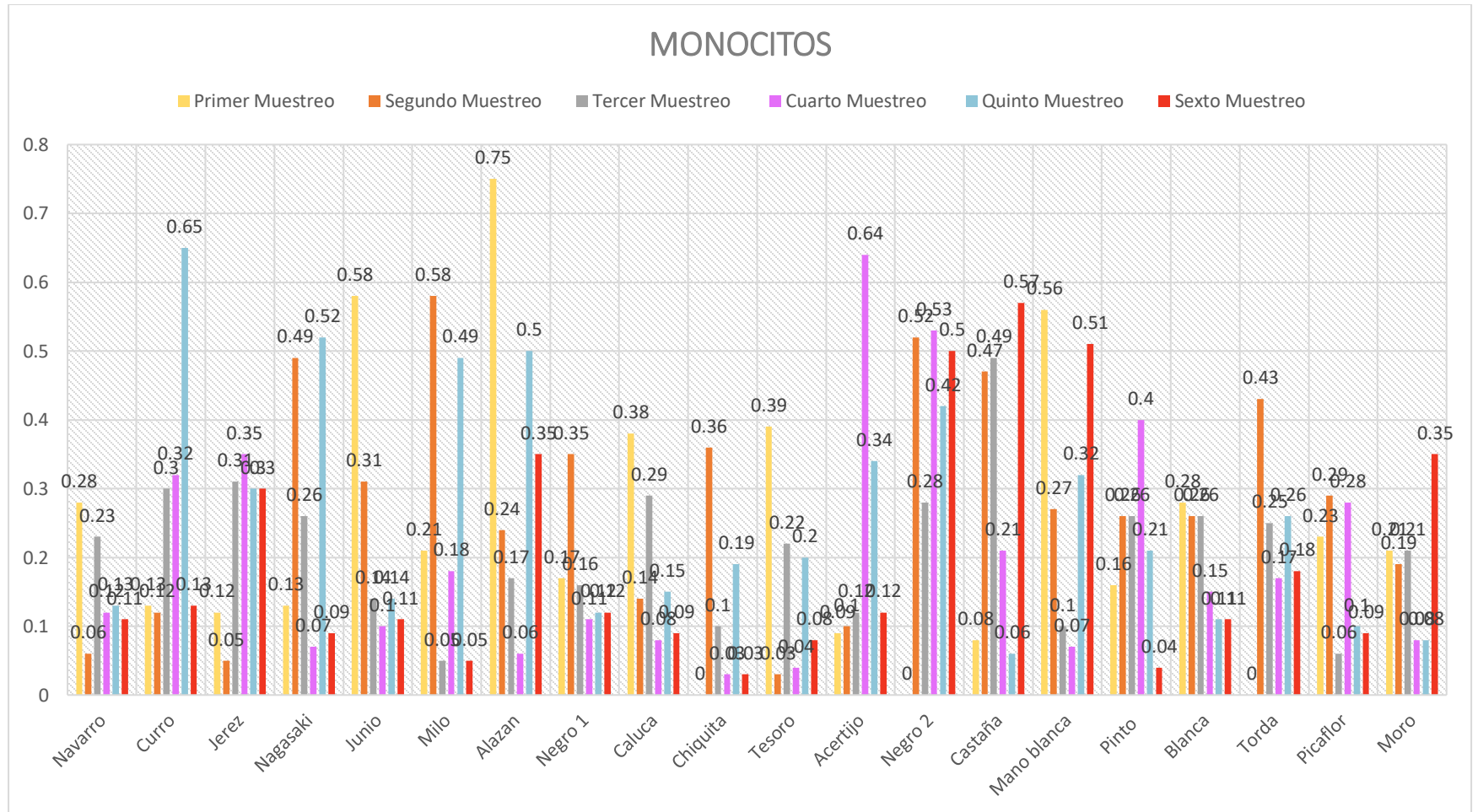


Figura 87. Monocitos caballos

- Eosinofilos:

Valor normal: 0-1.2 10⁹/L

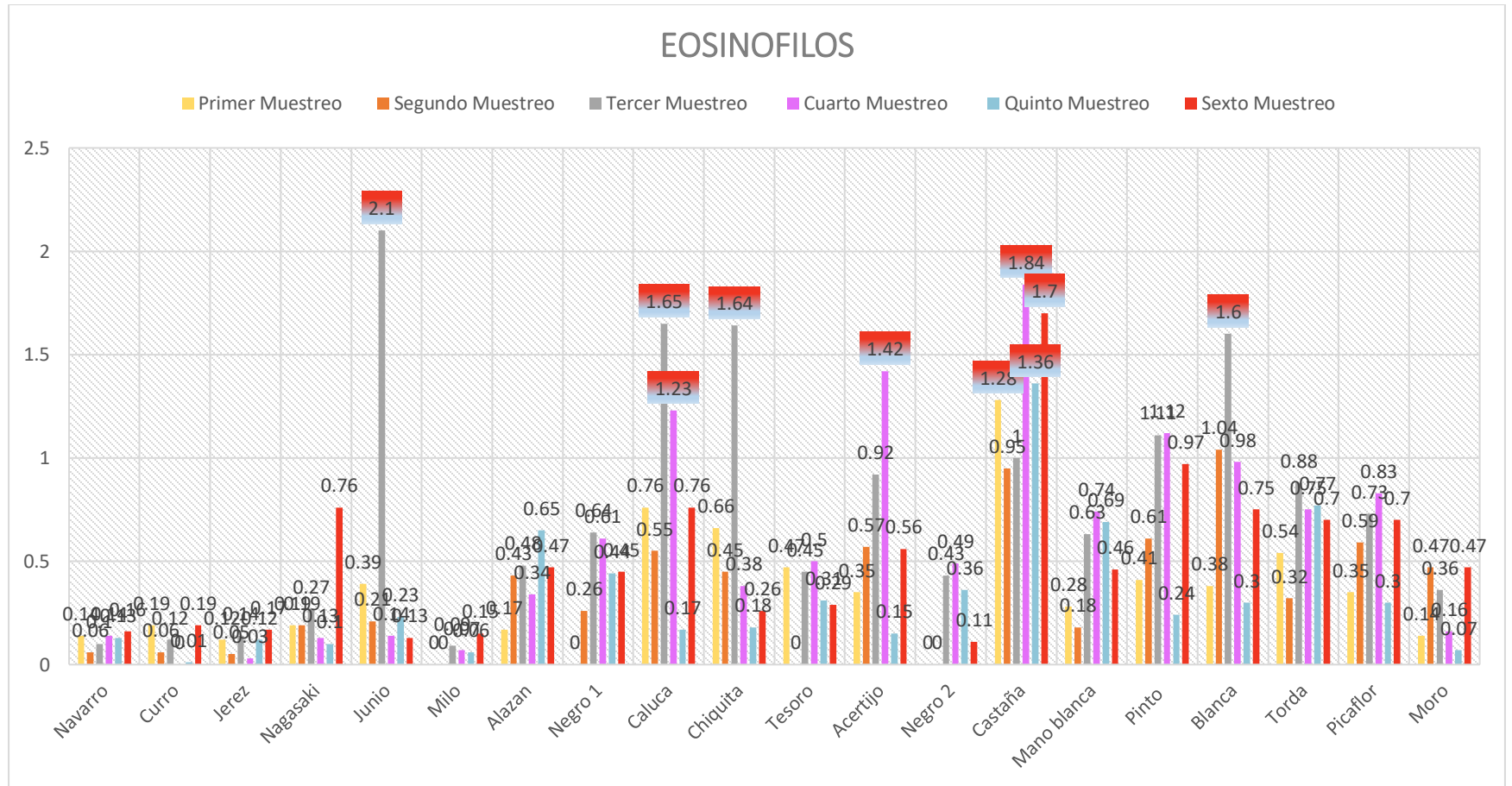


Figura 88. Eosinófilos caballos

- Basófilos:

Valor normal: 0-0.2 $10^9/L$

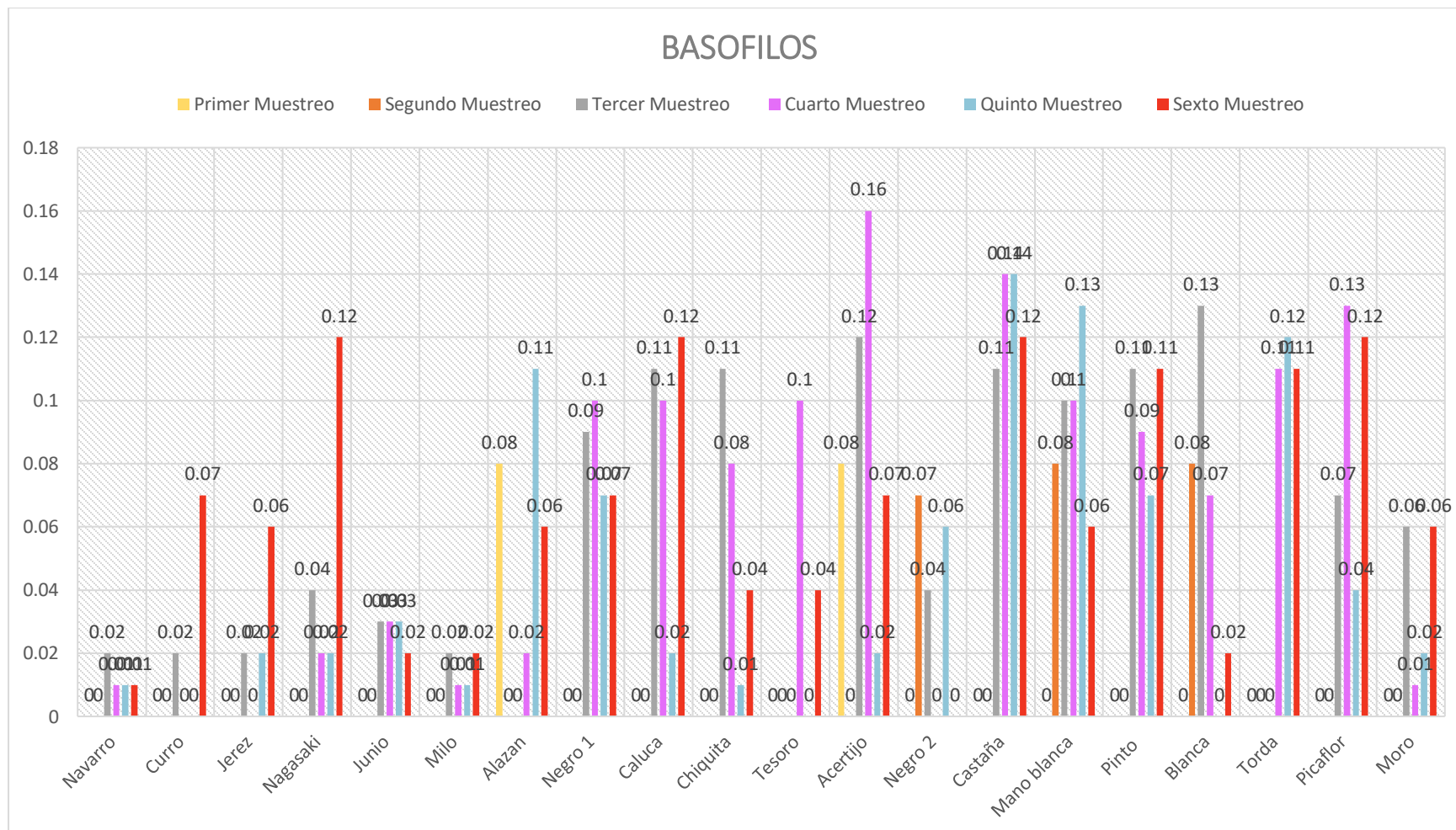


Figura 89. Basófilos caballos

- Anexos 5:

Imágenes trabajo de campo



Figura 90. Extracción sangre sistema intensivo



Figura 91. Extracción sangre sistema intensivo 2



Figura 92. Extracción sangre sistema intensivo 3



Figura 93. Extracción sangre sistema intensivo 4



Figura 94. Extracción heces sistema intensivo



Figura 95. Desparasitación sistema intensivo



Figura 96. Sistema extensivo instalaciones



Figura 97. Sistema extensivo instalaciones 2



Figura 98. Extracción sangre sistema extensivo



Figura 99. Extracción heces sistema extensivo



Figura 100. Desparasitación sistema extensivo



Figura 101. Desparasitación sistema extensivo 2

- Anexo 6:

Imágenes trabajo de laboratorio



Figura 102. Huevos de Strongylus spp. presentes en una de las muestras

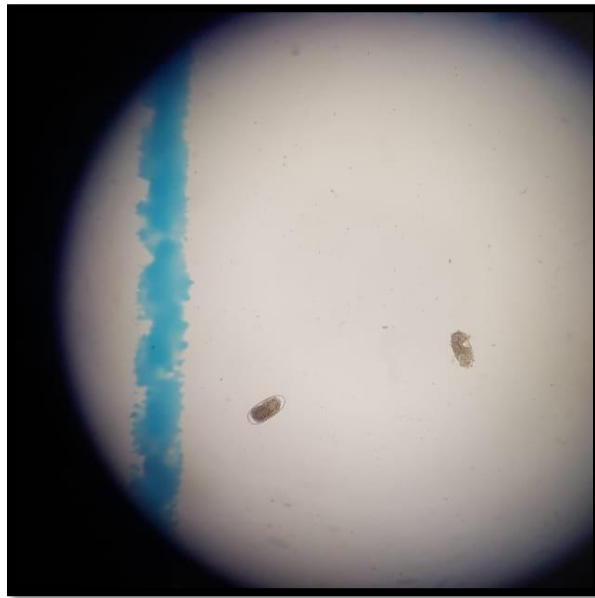


Figura 103. Huevos Strongylus spp. contables en técnica McMaster

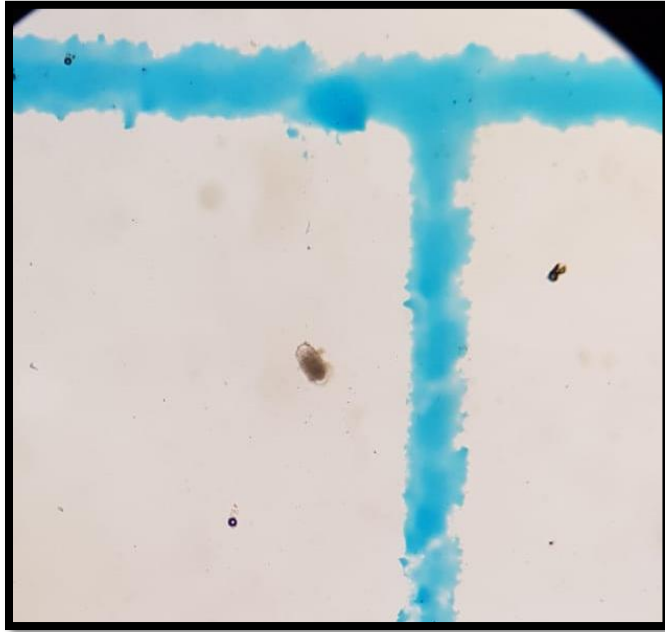


Figura 104. Huevo Strongylus spp.



Figura 105. Observación de huevos al microscopio



Figura 106. Muestra de heces ya preparadas para colocarse en portaobjetos

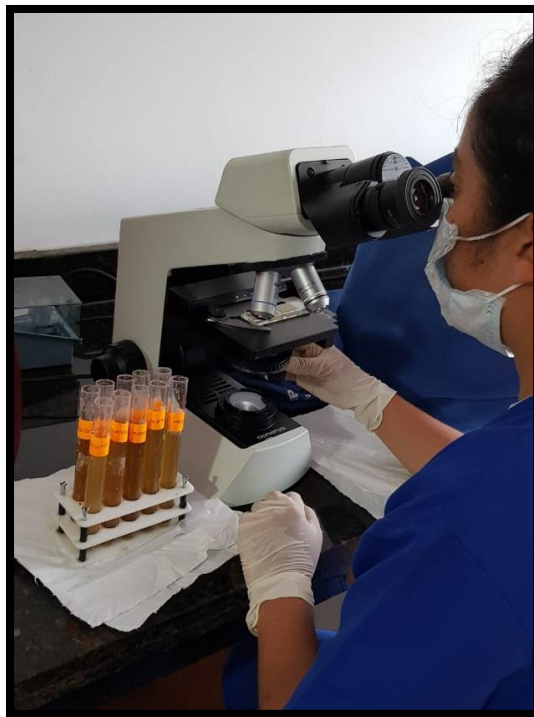


Figura 107. Observación huevos de parásitos con técnica McMaster

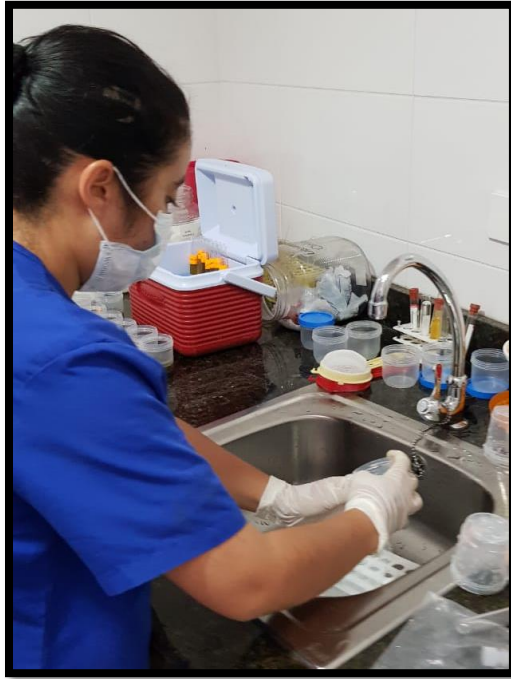


Figura 108. Preparación de muestra de heces



Figura 109. Muestras de heces con solución salina saturada

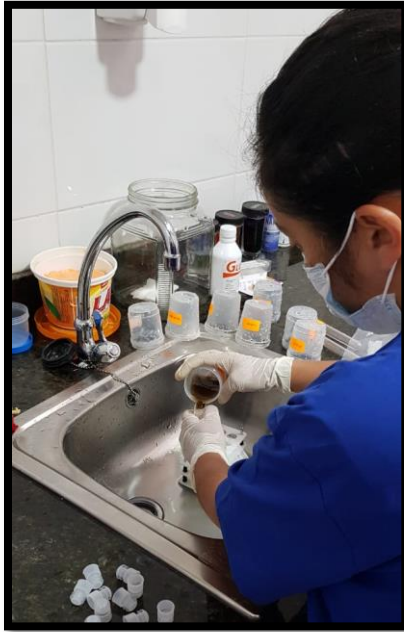


Figura 110. Separación de contenidos solidos de líquidos de heces

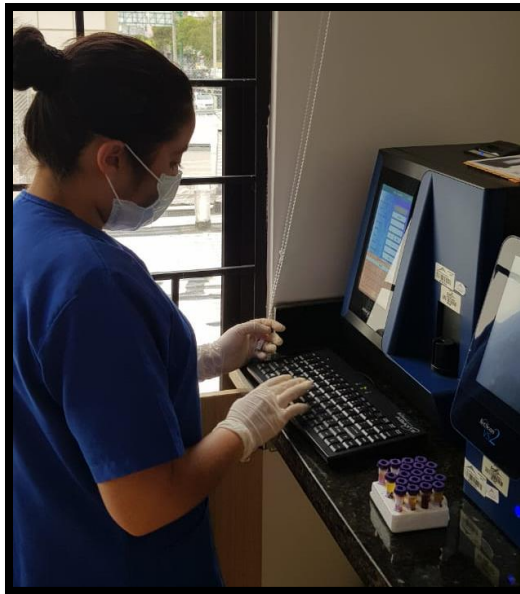


Figura 111. Realización hemogramas

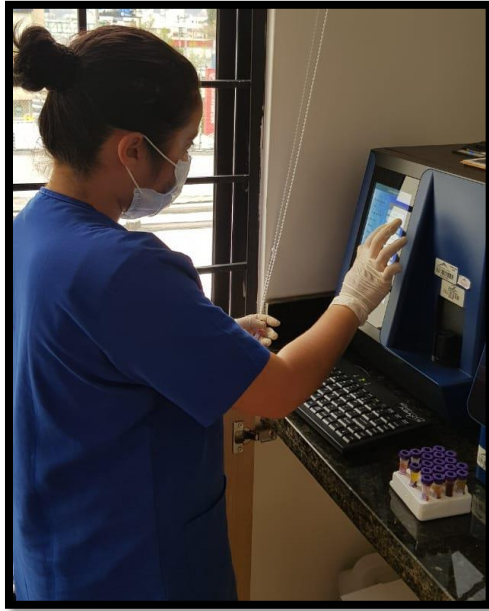


Figura 112. Realización hemogramas con maquina Abaxis

