

**Estudio Hematológico en el Caballo Criollo Colombiano del Área Metropolitana de Cúcuta
“Criadero Equino Villa María”**

Por Freddy Orlando Rodríguez Castro

Código 4192488

**Presentado a programa de Medicina Veterinaria de la Facultad de Ciencias Agrarias
perteneiente a la Universidad de Pamplona como requisito para aprobar la asignatura
Pasantías del décimo semestre de la carrera Medicina Veterinaria**

Tutor

PhD. Jhon Jairo Bustamante Cano

Programa Medicina Veterinaria

Universidad de Pamplona

® Derechos reservados 2019

Estudio Hematológico en el Caballo Criollo Colombiano del Área Metropolitana de Cúcuta
“Criadero Equino Villa María”

Por Freddy Orlando Rodríguez Castro

Código 4192488

Tutor

PhD. Jhon Jairo Bustamante Cano

Programa Medicina Veterinaria

Universidad de Pamplona

® Derechos reservados 2019

Contenido

	Págs.
Resumen.....	1
1. Introducción	2
2. Planteamiento del problema.....	3
3. Justificación	4
4. Revisión bibliográfica.....	5
4.1 Origen del caballo	5
4.1.1 El caballo en Colombia.....	6
4.1.1.1 <i>Paso Fino</i>	8
4.1.1.2 <i>Trocha</i>	8
4.1.1.3 <i>Trote</i>	8
4.1.1.4 <i>Galope</i>	8
4.1.2 Hematología.....	8
4.1.2.1 La sangre.....	9
4.1.2.2 Las células sanguíneas.....	10
4.1.2.3 Parámetros hematológicos.....	10
4.1.2.3.1 Hemograma.....	10
4.1.3 Hemoparásitos.....	40
5. Objetivos.....	43
5.1 Objetivo General	43
5.2 Objetivos Específicos.....	43
6. Metodología	44
6.1 Población de estudio.....	44
6.2 Criterios de selección de la población.....	44
6.3 Recolección de la muestra.....	44
6.4 Determinación de parámetros hematológicos	45
6.4.1 Volumen corpuscular medio (VCM).....	46

6.4.2 Concentración media de hemoglobina corpuscular (CMHC).	46
6.4.3 Frotis sanguíneo.....	46
6.5 Estudio estadístico.....	47
7. Resultados y discusión.....	48
7.1 Parámetro, edad.....	49
7.2 Glóbulos rojos	52
7.3 Hemoglobina y hematocrito	55
7.4 Índice eritrocitario	62
7.4.1 Volumen corpuscular medio (VCM).....	62
7.4.2 Concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM).	64
7.5 Glóbulos blancos	66
7.6 Linfocitos	68
7.7 Granulocitos	69
7.8 Monocitos.....	71
7.9 Plaquetas.....	72
7.10 Hemoparásitos.....	74
Conclusiones.....	81
Recomendaciones	83
Referencias bibliográficas.....	84

Listado de tablas

	Págs.
Tabla 1.	48
<i>Descripción estadística</i>	
Tabla 2.	49
<i>Descripción estadística parámetro edad</i>	
Tabla 3.	50
<i>Valores hematológicos por Edades máximas por andar</i>	
Tabla 4.	54
<i>Resultado hematológico glóbulos rojos</i>	
Tabla 5.	61
<i>Resultados valores hematológicos HB y HTO</i>	
Tabla 6.	64
<i>Resultados hematológicos VCM</i>	
Tabla 7.	66
<i>Resultados Hematológicos significativos para CHCM</i>	
Tabla 8.	68
<i>Resultados hematológicos globulos blancos.</i>	
Tabla 9.	73
<i>Resultado hematológico plaquetas</i>	
Tabla 10.	74
<i>Resultados de valores hematológicos positivos para Babesia sp.</i>	

Listado de figuras

	Págs.
Figura 1. Toma de muestra por venopunción de la vena yugular	45
Figura 2. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el parámetro edad.....	50
Figura 3. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de glóbulos rojos.....	53
Figura 4. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de Hemoglobina.....	56
Figura 5. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de Hematocrito	57
Figura 6. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor del Volumen corpuscular medio (VCM)	62
Figura 7. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor del Concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM).....	64
Figura 8. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de Glóbulos blancos.....	66
Figura 9. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de los linfocitos.....	68
Figura 10. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de las células granulocíticas.....	69
Figura 11. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de las células monocíticas.....	71
Figura 12. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de las plaquetas	72
Figura 13. Inclusiones Babesia sp.....	75

Resumen

El propósito de la presente investigación fue establecer un estudio hematológico en caballos criollos colombianos pertenecientes al criadero Villa María ubicado en el municipio de Villa del Rosario (Norte de Santander), para ello se realizó el muestreo y análisis de 99 caballos criollos colombianos los cuales se encuentran distribuidos en andares de la siguiente manera; (P1, “Trote y Galope Colombianos”), (P2, “Trocha y Galope Colombianos”), (P3, “Trocha Colombiana”) y (P4, “Paso Fino Colombiano”), los valores obtenidos se correlacionaron con cada una de las modalidades de andares. El muestreo se realizó entre los meses de enero y abril del 2019, para ello a partir de la vena yugular se obtuvieron 4 ml de sangre en tubos con EDTA (ácido etilendiaminotetraacético). Las pruebas realizadas consistieron en la determinación del recuento de glóbulos blancos (GB), glóbulos rojos (GR), concentración de hemoglobina (Hb), porcentaje de hematocrito (Hto), volumen corpuscular medio (VCM), concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM), recuento de plaquetas. La evaluación de las muestras se realizó en un equipo Mindray BC-2800VET, provisto para análisis hematológico completamente automatizado y de uso veterinario, con metodología específica para equinos.

Los resultados obtenidos mostraron que existen diferencias estadísticas significativas para las variables edad, glóbulos rojos, hemoglobina y hematocrito, índice eritrocitario CHCM, glóbulos blancos, linfocitos y granulocitos ($P < 0,05$). Para las demás variables no existieron diferencias significativas ($P > 0,05$). Así mismo mediante la técnica del frotis sanguíneo se estableció la presencia de hemoparásitos para el 26.26% de las muestras analizadas.

1. Introducción

La hematología es la rama de la fisiología encargada del estudio de la sangre y sus componentes, la cual arroja parámetros significativos tanto en animales enfermos como en sanos. La sangre es el tejido circundante encargado de la distribución de oxígeno y nutrientes a los tejidos, así mismo la sangre participa efectivamente en el manteamiento de la homeostasis orgánica ya que mantiene el equilibrio electrolítico y acido base en todo el organismo. Por otro lado, transporta las células que tienen como misión salvaguardar el organismo ante el ataque de un antígeno. El hemograma en particular es un análisis de laboratorio utilizado en la clínica diaria, pues brinda información acerca del estado del animal, que no es percibida en la realización del examen clínico, y que puede arrojar resultados concretos para el diagnóstico de una enfermedad (Kazuko, et al., 2009).

Se puede afirmar que los análisis hematológicos tienen varios objetivos, ya que se realizan con el fin de confirmar, por ejemplo, la presencia o ausencia de anormalidades sanguíneas, el establecer las posibles causas de las patologías presentes y el hacer seguimiento durante el tratamiento farmacológico de los pacientes que padecen alguna patología. Sin embargo, hay parámetros importantes que deben tenerse en cuenta a la hora del análisis y es que estos perfiles sanguíneos presentan variaciones normales frente a diversos factores como son la raza, la edad y el estado fisiológico (Roldán, Luna y Gasparotti, 2006).

2. Planteamiento del problema

La población equina además que suele utilizarse en diversas actividades, hoy en día se considera como un recurso valioso y rentable, ya que desde el punto genético el caballo criollo colombiano posee grandes cualidades fenotípicas, lo que lo hace una de las especies importantes en cuanto a comercialización tanto en el país como en el extranjero. El caballo criollo colombiano se distingue por su genética, capacidad de reproducción y rendimiento en el ambiente donde se desempeña (deporte, carrera, paseo o silla).

El criadero Villa María ubicado en el municipio de Villa del Rosario (Norte de Santander) cuenta con un número de equinos distribuidos en los cuatro andares del caballo criollo colombiano (P1, “Trote y Galope Colombianos”), (P2, “Trocha y Galope Colombianos”), (P3, “Trocha Colombiana”) y (P4, “Paso Fino Colombiano”), estos animales se encuentran destinados a la reproducción, cría y venta, y se caracterizan por ser caballos de raza pura con excelente genética, requiriendo por tanto estos animales de un cuidado y bienestar exclusivo que les permita vivir en excelentes condiciones de salubridad, por lo tanto en este estudio se utilizó el hemograma sanguíneo con el fin de establecer el estado fisiológico de los caballos, ya que no existe información disponible de estudios hematológicos en los criaderos equinos en el departamento Norte de Santander y especialmente en el criadero Villa María. Por tanto, se realizó este análisis sanguíneo a una población de 99 caballos criollos colombianos distribuidos en los cuatro andares mencionados anteriormente, permitiendo establecer el estado de salubridad de los animales, además que los reportes obtenidos podrán servir para mejorar los protocolos de entrenamiento y bienestar que reciben estos caballos con el fin de mejorar su calidad de vida.

3. Justificación

Se considera que un amplio número de ejemplares de diversos criaderos equinos de todo el país, participan en exposiciones realizadas durante todo el año. Estos eventos como cabalgatas y competencias, se han convertido para los equinos en centros de exposición para la comercialización de los mismos, por lo que hoy en día se considera un negocio la crianza y venta de estos animales.

El principal objetivo del criadero equino “Villa María” es la reproducción, cría y venta de equinos criollos de raza pura, distribuidos en cuatro andares (P1, “Trote y Galope Colombianos”), (P2, “Trocha y Galope Colombianos”), (P3, “Trocha Colombiana”) y (P4, “Paso Fino Colombiano”). Estos ejemplares además de participar en diversas competencias fuera y dentro del departamento Norte de Santander, son sometidos a diversas rutinas de ejercicio diario sin que se les lleve ningún control hematológico que les permita saber el estado de salubridad. Por tanto, este estudio hematológico además de ser el primero en el criadero equino Villa María, permitirá además de conocer el estado de salud de los equinos, servir como apoyo bibliográfico para futuras investigaciones relacionadas con los caballos criollos en la región.

4. Revisión bibliográfica

4.2 Origen del caballo

El Caballo Criollo Colombiano (CCC) se clasifica taxonómicamente en la clase *Mammalia*, Orden *Perissodactyla*, Familia: *Equidae*, Género: *Equus*, al cual se le denomina científicamente como *Equus caballus*. Se presume que el *Equus* se originó en Norte América, posteriormente migró a Europa, Asia y África; sin embargo, se considera que desapareció del continente americano hace 10.000 años aproximadamente (Silver, 2000). En la actualidad el género *Equus* se agrupa en tres subgéneros como los son, *Equus* es el de los caballos, *Asinus* el de los asnos y el *Hipprotigris* al cual pertenecen las cebras (Groves & Ryder, 2000).

En su línea genética los caballos tienen 64 cromosomas, con excepción el primitivo caballo de Przewalski, el cual tuvo 66, y los burros 62. Al realizar el cruce de estos dos animales se obtendrá un híbrido. Las mulas serán el resultado de cruzar un macho de asno con una hembra de caballo (yegua). Las mulas pueden ser macho o hembra, sin embargo, se caracterizan por ser estériles (Hunt (2002).

Se considera que razas de caballos como berberiscos, árabes y andaluces desembarcaron en la isla “La Española” conocida hoy como República Dominicana en el segundo viaje de Cristóbal Colón en el año 1493. El cruce de estas razas en nuestro continente dio origen a lo que se conoce hoy como Caballo Criollo, el cual ha ido adquiriendo características propias según la región que habitan (Hermsen 1997).

En el año 1524 llegan los caballos a Colombia con Rodrigo de Bastidas (Bravo 2001) y es después de muchos años de adaptación y selección de que originó el Caballo Criollo Colombiano (CCC). Estos ejemplares de acuerdo a las características topográficas de la zona que habitan han

desarrollado diversos andares. Por ejemplo, los caballos que habitaban en la zona de Antioquia que caminan entre trochas y montañas desarrollaron el andar denominado “pistoneo”, destacándose por su elasticidad y potencia. Los que crecían en el altiplano cundiboyacense el andar de manos denominado el “pinceleo” caracterizándose por tener casco ancho, lo cual les facilitaba la sobrevivencia en terrenos cenagosos. Se considera que hacia los años 50, estos caballos criollos se cruzaron entre ellos, dando origen al denominado trochador con andar de pistoneo (Jiménez et al., 2005), siendo estos los antecesores de los cuatro andares característicos del caballo actual en nuestro país.

4.1.1 El caballo en Colombia.

En Colombia además de utilizarse la población equina en diversas actividades, se considerada uno de los recursos genéticos más valiosos, ya que muestra grandes cualidades fenotípicas, gran desempeño deportivo y de trabajo, siendo una de las especies relevantes en cuanto a comercialización a nivel nacional e internacional (Jiménez et al., 2005). Según el Censo Pecuario Nacional realizado por el Instituto Agropecuario Colombiano (ICA) en el año 2017, Colombia cuenta con reconocimiento internacional por sus especies caballar, mular y asnal, de exposición, deporte y trabajo. Entre los andares equinos se tienen: de paso fino,; trote, trocha o galope y trocha, también están los equinos ejemplares de coleo, carreras o tiro y mular y asnal de labor, los cuales constituyen una población de 1'446.664 ejemplares distribuidos en los diversos departamentos del país, siendo los departamentos de Antioquia (11,42 %), Tolima (8,19%), Cundinamarca (7,53%), Córdoba (7,50%), Casanare (6,85%) y Cauca (5,70 %), los que cuentan con el mayor número de equinos. El departamento Norte de Santander cuenta con el 1.21% (17.548) de los ejemplares (ICA, 2017).

De acuerdo a la Federación de equinos de Colombia (Fedequinas), un número aproximado de 24.000 ejemplares participan en diversas exposiciones que se llevan a cabo durante todo el año, en diversas partes de Colombia, siendo estos eventos vitrinas de exposición de caballos no solo a nivel nacional sino internacional, ha permitido que nuestro país haya expandido la comercialización de ejemplares potenciando la economía agropecuaria mediante la organización de cabalgatas, remates equinos, festivales, competencias, revistas, libros y permitiendo que la raza CCC sea identificada y reconocida por los diversos criaderos y proyectarse como un verdadero negocio (Fedequinas, 2018).

En cuanto a las características zootécnicas los ejemplares CCC, exhiben una estatura promedio de 1.50 m, es un ejemplar de fenotipo único es elegante, con movimientos bien definidos, posee extremidades finas, orejas pequeñas en punta, cuello breve y vigoroso, además de poseer cuatro modalidades de andar: paso fino, trocha, trote y galope, las cuales ejecuta con sonoridad, suavidad, velocidad y fuerza, siendo su andar alegre, sonoro, y acentuado (Betancur, 2006).

La Federación Colombia de asociaciones equinas (Fedequinas) en sus diversos reportes destaca que cuando se habla de caballos criollos colombianos se reafirma que los diversos andares: lateral “Paso Fino Colombiano” y en sus andares diagonales de “Trote y Galope Colombianos”, “Trocha Colombiana” y “Trocha y Galope Colombianos” son originarios de Colombia, siendo el resultado de más de 450 años de adaptación, selección y diseño genético (Fedequinas, 2018).

En este sentido, estos andares como se mencionó anteriormente se destacan por las siguientes atribuciones:

4.1.1.1 Paso Fino.

Se ejecuta en cuatro tiempos, dados por sus cuatro triples apoyos: dos laterales, uno izquierdo y uno derecho; y dos diagonales, uno izquierdo y uno derecho. El sonido característico de sus pisadas es taca, taca, taca. (Fedequinas, 2018).

4.1.1.2 Trocha.

Es un aire de cuatro tiempos por diagonales. Tiene una elevación media y una cadencia media. Su sonido característico es tras, tras, tras (Fedequinas, 2018).

4.1.1.3 Trote

Es un aire de dos tiempos por diagonales. Tiene elevación media alta y cadencia lenta. Su sonido característico es tas, tas, tas, tas (Fedequinas, 2018).

4.1.1.4 Galope

Es un aire de tres tiempos y su sonido característico es catorce, catorce, catorce. (Fedequinas, 2018).

4.1.2 Hematología.

En la parte práctica de la Medicina Veterinaria existen diversas herramientas de laboratorio, entre estas las hematológicas las cuales permiten determinar si existe o no alguna anormalidad sanguínea, permitiendo con ello llegar al diagnóstico acertado de diversas patologías, además de permitir la instauración de un correcto tratamiento con el fin de mejorar la calidad de vida y bienestar de los animales (Muñoz & Riber, 2012).

Igualmente, la hematología es la línea encargada del estudio de la sangre, tanto en animales sanos como en aquellos que se aquejan de diversas patologías. La sangre cumple diversas funciones como lo son el transporte de oxígeno a los tejidos, el mantenimiento del homeostasis del organismo, además es el medio de transporte de las células con acción inmunógena con el fin que se produzca el desencadenamiento de la respuesta inmune (Muñoz & Riber, 2012).

4.1.2.1 La sangre.

La sangre es un tejido especializado altamente diferenciado y complejo que es impulsado a través de las arterias a todo el organismo, que contiene diversas células sanguíneas en suspensión, así mismo es la encargada del transporte de oxígeno y nutrientes a las células, además del transporte de moléculas como hormonas lípidos y aminoácidos (Kent, 1986). El volumen de sangre total para la mayoría de los mamíferos se encuentra entre el 7 y el 8 % aproximadamente, del peso del individuo. El plasma sanguíneo, comprende del 46 al 65% del volumen total y las células constituyen del 35 al 55% (Ramírez, 2006).

La densidad (peso específico) de la sangre es aproximadamente de 1,050 g/ml. La densidad depende del número de células sanguíneas presentes y de la composición del plasma. La densidad de las células sanguíneas varía de acuerdo con el tipo celular y oscila entre 1,115 g/ml para los eritrocitos y 1,070 para algunos leucocitos (Losch, et al., 2005).

Si bien, la sangre es ligeramente más pesada que el agua, es ciertamente más espesa, cuando la viscosidad de la sangre aumenta lo hace en función del número de células presentes. Cuando esta viscosidad se eleva a niveles patológicos, la sangre fluye con dificultad a las extremidades y los órganos (Frandsen, 1995; García, 1996).

4.1.2.2 Las células sanguíneas.

En la sangre se encuentran las células involucradas en la respuesta inmune, entre estas están tanto los polimorfonucleares (neutrófilos, eosinófilos y basófilos), como mononucleares (macrófagos y células dendríticas), las células Natural Killer (asesinas naturales) las cuales hacen parte de la inmunidad Innata (Collado et al., 2008). Así mismo el sistema innato cuenta con mecanismos efectores como los son el sistema de complemento, el proceso de fagocitosis y la respuesta inflamatoria (Pappaterra, 2002; Collado et al., 2008), Por tanto, cuando un antígeno invasor logra superar las barreras físicas el organismo y los animales responden rápidamente con mecanismos de defensa tanto celulares como químicos, que tienen una función en común, la de salvaguardar el organismo y destruir al invasor (Tizard, 2009).

4.1.2.3 Parámetros hematológicos.

4.1.2.3.1 Hemograma.

Dentro de las pruebas de laboratorio que cuantifican y evalúan los grupos celulares que conforman la sangre se encuentra el hemograma, el cual de interpretarse según siguiendo parámetros propios de los animales como edad, sexo, raza, acondicionamiento físico entre otros (Valera & Milán, 2006). Este análisis comprende la cuantificación de los componentes de la sangre, incluye el recuento total y diferencial de leucocitos, el recuento de los glóbulos rojos, valor del hematocrito, concentración de hemoglobina, volumen corpuscular medio (VCM), concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) (Arias y Pérez, 2006).

Este análisis es una de las pruebas de rutina que se caracteriza por tener precisión, exactitud y rapidez, encontrándose entre las análisis de laboratorio más solicitados ya que permite

determinar la cantidad de células existentes en una muestra, cuantificando los tres grupos básicos de células como son glóbulos rojos, glóbulos blancos y plaquetas, cada una de estas células que componen la sangre tiene una función específica en el organismo por tanto cada aumento o disminución es de gran importancia cuando se trata de determinar un estado patológico (Escobar, 2008).

Así mismo evalúa parámetros como hematocrito, hemoglobina, índice eritrocitario potencialmente útiles, tal como el cómo VCM (volumen corpuscular medio (VCM), hemoglobina corpuscular media (HCM) y concentración media de hemoglobina corpuscular (CMHC), los cuales permiten determinar el estado del animal en cuanto a la disminución o aumento de los glóbulos rojos (Jones, 2007).

Glóbulos rojos.

Una eritropoyesis eficaz necesita de la estimulación de la hormona eritropoyetina, una glucoproteína que es producida en un 90% por las células peritubulares intersticiales del riñón y una mínima parte la produce el hígado (Muñoz et al., 2007). El control en la producción de esta hormona depende del nivel de suministro de oxígeno al riñón, por tanto, cuando el nivel de oxígeno disminuye (por anemia o hipoxia) se producen más glóbulos rojos, y por el contrario cuando se aumenta el suministro de oxígeno la medula ósea disminuye la producción (Porter y Goldberg, 1993). La hormona de crecimiento, la tiroxina y los corticosteroides aumentan el efecto de la eritropoyetina (McGrotty y Tennant, 2012).

Por otro lado, muchos nutrientes son necesario para una correcta producción de células rojas. La vitamina B12 (cianocobalamina) participa en el proceso de maduración de los glóbulos rojos, se requiere para la síntesis de material genético (DNA) de las células del organismo. Así

mismo se hace necesario el suministro de ácido fólico el cual es necesario para la síntesis de RNA en los glóbulos rojos. Estas dos vitaminas funcionan como coenzimas en la síntesis de ácidos nucleídos o sus componentes, las bases púricas y pirimidínicas (Bernard, 2000).

Se requiere también, además de otros nutrientes como los minerales y los aminoácidos para las síntesis de las proteínas sanguíneas. Los minerales que se requieren con más frecuencia son hierro, el cobre y el cobalto. El Hierro es indispensable para la formación de la hemoglobina y el cobre es componente esencial de la enzima peroxidasa, que se requiere para la oxidación de hierro ferroso a la forma férrica y a la incorporación de hierro a la hemoglobina (Bernard, 2000).

Los glóbulos rojos, eritrocitos, hematíes sanguíneos, son células muy especializada que se compone, en el caso de los mamíferos, solamente de una membrana que rodea una solución de proteínas y electrolitos, careciendo por tanto de orgánulos. Son células que contienen hemoglobina y ésta a su vez transporta oxígeno de los alveolos a las células de todos los tejidos (Bacha y Bacha, 2003; Campuzano, 2008; Pérez, 2012).

En el recuento de estas células se determina como el número de células por unidad de volumen de sangre (μl); siendo hoy en día el método automatizado uno de los más utilizados, usando el equipo de hematología. Su cantidad es variable de acuerdo con tipo y uso que se le dé al animal. Si se compara el número de células con la velocidad de producción se observará que, en algunos animales, como por ejemplo en un perro de talla media se producen unos 800.000 glóbulos rojos cada segundo citoplasmáticos y núcleo (Frandsen, 1995; García, 1996). Se considera que los equinos normalmente cuentan con valores de glóbulos rojos entre 6 y 9 millones por microlitro, mientras que, para los caballos de deporte, se encuentran entre 7,6 y 12,3 millones de glóbulos rojos por microlitro (García, 1995).

Los glóbulos rojos son, aproximadamente, un 60-65 % de agua y un 30-35 % de hemoglobina (95 % del peso seco), consistiendo el resto en material inorgánico y un número limitado de enzimas metabólicas (Losch et al, 2005). Cada glóbulo rojo contiene aproximadamente 280 millones de moléculas de hemoglobina que corresponde a un 30-35%, este pigmento es el que confiere el color rojo a la sangre, y el 60 a 65% es agua (Pérez, 2012).

El eritrocito, es el tipo de célula más numeroso en el organismo, a la vez que es la más común que se encuentra en la sangre; aproximadamente aparecen 1.000 eritrocitos por cada leucocito. Su producción tiene lugar en la médula ósea, requiriendo de 6 a 8 días para alcanzar la madurez. Si se produce un incremento de la demanda, el eritrocito puede ser liberado a sangre en 3-5 días, en la fase de “reticulocito”, antes de su completa maduración. Estas células son importantes a la hora de medir la respuesta ante una anemia. El ciclo vital, una vez en circulación, varía con las distintas especies, siendo de 110-120 días en el perro, 68 días en el gato, 160 días en el bóvido, 70-153 en la oveja, 125 en la cabra y finalmente de 140-150 días en el caballo (García Sacristán, 1996; Kraft y Durr, 2000).

Funciones de los glóbulos rojos

Su función principal es transportar el pigmento respiratorio hemoglobina (Kraft y Durr, 2000; Pérez, 2012). Debido a que la hemoglobina atrae y libera oxígeno, la función esencial del glóbulo rojo es distribuir dicho oxígeno desde los pulmones hasta las células y tejidos de todo el organismo, así como también es transportado el dióxido de carbono que generan las células hasta los pulmones (García, 1996; Kraft y Durr, 2000). Intervienen en el transporte del dióxido de carbono (CO₂) para lo cual los eritrocitos tienen gran cantidad de anhidrasa carbónica, que cataliza la reacción entre el CO₂ y el agua, haciendo posible que la sangre reaccione con grandes

cantidades de CO₂ y, por tanto, lo transporte desde los tejidos hacia los pulmones en forma de ion bicarbonato (HCO₃⁻) (Pérez, 2012).

Número, tamaño y vida media de los Glóbulos rojos.

Para múltiples especies animales la forma típica de glóbulos rojos es el disco bicóncavo (discoide), estas células no contienen núcleo ni otro organelo, por lo tanto, no tienen capacidad de sintetizar proteínas (Adili y Melizi, 2014). La membrana de los glóbulos rojos es flexible, por tanto, puede atravesar pequeños capilares (Pérez, 2012).

Según García Sacristán (1996) y Losch (2005), el número de glóbulos rojos varía ampliamente entre las especies, al igual que su tamaño y la concentración de hemoglobina. El total de glóbulos rojos en el cuerpo de un animal de 450 Kg, con un volumen sanguíneo del 8 % del peso vivo, es de aproximadamente 300 billones.

El número de estas células se halla también sujeto a variaciones intraespecíficas, así según Benjamín (1984) y Rebar, et al., (2002), se presentan variaciones dentro de un mismo animal debido a que las células no están distribuidas uniformemente en el sistema vascular. Constantemente se están intercambiando fluidos plasmáticos a través de las paredes de los capilares, lo que explica, en parte, por qué pueden existir diferencias en los recuentos celulares entre muestras de sangre venosa y arterial (Rebar, et al., 2002).

La vida media de los glóbulos rojos es de 140-145, Los glóbulos rojos del caballo son bicóncavos, de pequeña magnitud, tiene un tamaño promedio de 5.8 micras y un rango entre 4.0-8.0 micras. Normalmente se observa en los extendidos presencia de roleaux o pilas de monedas, que no son más que glóbulos rojos en hileras (Olver, Andrews, Smith, & Kaneko, 2010).

Entre los factores que afectan al recuento eritrocitario, así como a la concentración de hemoglobina y concentración de otros constituyentes hemáticos están la edad, el sexo, el ejercicio, el estado de nutrición, la lactación, la gestación, el estadio del ciclo estral, la raza, la hora del día, la temperatura ambiente, la altitud. Factores como el miedo, la excitación, el ejercicio y el shock provocan un aumento en la secreción de adrenalina, la cual induce contracción esplénica provocando que se extravase líquido hacia el torrente sanguíneo y tejidos, elevando el número de glóbulos rojos en sangre, sin embargo, esto ocurre de manera transitoria (Tadich, et al., 2000).

Adili y Melizi, 2014, consideran que el sexo en los équidos no es un factor de influencia significativa en el número de glóbulos rojos circulantes lo que concuerda con lo observado por Jain (1993), para quién las hembras presentan valores ligeramente superiores, mientras que los machos compensaban su déficit con unas mayores concentraciones de hemoglobina eritrocitaria. García Sacristán (1996), afirma que a grandes alturas la cantidad de oxígeno en el aire está muy disminuida por lo que se transportan a los tejidos cantidades insuficientes de oxígeno, y los glóbulos rojos se producen tan rápidamente que su número aumenta considerablemente en la sangre.

Las muestras sanguíneas de equino mantenidas en EDTA y refrigeradas a 4°C, no sufren variación alguna en el recuento de glóbulos rojos realizado en las seis primeras horas desde la recogida, manifestando una ligera elevación pasadas doce horas, que será ya considerable a las treinta y seis horas. Los mismos autores comprobaron que a temperatura ambiente la concentración de eritrocitos asciende ya a las seis horas después de su obtención, y a las 24 horas el grado de elevación puede inducirnos a error. Bayly (1987) sin embargo, afirma que a temperatura ambiente con el paso del tiempo se produce una reducción del número de glóbulos

rojos por lisis de los mismos, debido a un fenómeno de hinchamiento. Al comparar el método de recuento en cámara con los conteos electrónicos, se demostró que al emplear la cámara cuenta glóbulos fueron detectados una media de 0,25 millones de glóbulos rojos por milímetro cúbico más que por el sistema automatizado, los animales de mayor edad se aprecia una ligera disminución del número de células circulantes por el decrecimiento del número de divisiones celulares con acortamiento del tiempo de tránsito en médula ósea, lo cual supone un descenso del número de glóbulos rojos por microlitro, con un progresivo incremento del volumen corpuscular medio.

En el caballo el hematocrito, el contenido de hemoglobina y el número de glóbulos rojos declinan durante las tres primeras semanas de vida y, transcurrido ese tiempo, vuelven a aumentar (Coles, 1989). Poco tiempo después del nacimiento se observa un descenso en las cifras eritrocitarias de los potros, para igualar hacia los dos meses los niveles del momento del nacimiento. Según dichos autores, ese descenso es causado por un menor ritmo de producción de glóbulos rojos, un aumento de su destrucción y una hemodilución asociada al rápido crecimiento. Afirma García Sacristán (1996), que a grandes alturas sobre el nivel del mar la cantidad de oxígeno en el aire está muy disminuida por lo que se transportan a los tejidos cantidades insuficientes de oxígeno, y los glóbulos rojos se producen tan rápidamente que su número aumenta considerablemente en la sangre. El recuento globular eritrocitario de los équidos varía de forma importante según se trate de razas de tipo nervioso o caballos linfáticos, en este sentido el autor citado aporta las cifras de $9,0 \pm 1,2 \times 10^6/\mu\text{l}$ en razas livianas y de $7,5 \times 10^6/\mu\text{l}$ en razas pesadas. Se considera que los equinos normalmente cuentan con valores de glóbulos rojos entre 6 y 9 millones por microlitro, mientras que, para los caballos de deporte, se encuentran entre 7,6 y 12,3 millones de glóbulos rojos por microlitro (García, 1995). Estudios similares fueron

realizados por Arias y Pérez (2006). quienes reportan que en un estudio realizado con caballos de carreras del hipódromo Los comuneros, de Guarne (Antioquia) un promedio de $10'078.000$ glóbulos rojos por microlitro para caballos fondistas y un promedio de $10'085.050$ glóbulos rojos en caballos Velocistas del mismo hipódromo. Así mismo, Izurieta *et al*, 2017, encontraron valores de recuento de glóbulos rojos en un rango entre $6,23 - 10,84 \times 10^6 /\mu\text{L}$, en un estudio realizado con caballos nacidos o criados a más de 3000 m. s.n.m. en Ecuador. Por su parte, Castillo *et al*, 2010, en un estudio con caballos del Valle de Aburrá (Antioquia), obtuvieron un recuento de glóbulos rojos en un rango de $6,23 - 10,84 \times 10^6 /\mu\text{L}$. En otro estudio realizado en el Ecuador, en piso térmico inferior a 500 m s.n.m, los investigadores Luna *et al*, (2018) encontraron un rango de recuento de glóbulos rojos entre 4,90 y $9,38 \times 10^6 /\mu\text{L}$.

El diámetro de los eritrocitos en los mamíferos domésticos varía entre 4 μm en la cabra y 7 μm para el perro, en las gallinas sus dimensiones son de 11,2 x 6,8 μm , mientras que en el equino presentan un diámetro de 5,4 μm , por su parte Coles (1989) anota que el diámetro de los eritrocitos del equino está entre 5-6 μm . La variación en el tamaño es tan importante que el diámetro del eritrocito de la cabra puede ser, aproximadamente, la mitad que el del perro, y a menudo presentando formas inusuales (poiquilocitosis) (Benjamín, 1984).

Las alteraciones de los eritrocitos se pueden clasificar en dos grupos la anemia y la Eritrocitosis. Los cambios en los parámetros de los eritrocitos como el volumen corpuscular medio, hemoglobina corpuscular media, la concentración de hemoglobina corpuscular media y los cambios morfológicos de los eritrocitos ayudan a diferenciar la causa de la anemia y otros trastornos (McGrotty y Tennant, 2012).

Hematocrito (HTO)

El hematocrito representa la proporción del volumen sanguíneo total que ocupan los hematíes. El volumen de las células sanguíneas es generalmente menor que el del plasma. Se puede efectuar fácilmente una determinación de esta relación por medio del hematocrito, término que significa “dividir o separar la sangre”, se utiliza para determinar el porcentaje de eritrocitos que circulan por la sangre periférica en el momento de la extracción con el fin de determinar la cantidad relativa de glóbulos rojos y de plasma (Escobar, 2008). Cuando la sangre coagulada se centrifuga, las células de la sangre y la fibrina se separan del suero, el cual es esencialmente plasma sin fibrinógeno y algunos factores de la coagulación. Este valor se determina mediante la centrifugación en pequeños tubos capilares de sangre anticoagulada para empaquetar las células (Ganong, 2006). Ese análisis refleja la concentración de eritrocitos, pero no la masa total de estos (Berrio, 2003). Así mismo de acuerdo con la nomenclatura tradicional se expresa el resultado con porcentaje (%) (Voigt, 2003).

El resultado del hematocrito contribuye para estimar el grado de anemia independiente de las alteraciones de tamaño, forma y grosor de los glóbulos rojos en los diferentes tipos de anemia, así mismo se utiliza para determinar si existe grado de deshidratación en un animal Boffi (2007). Por otro lado, debe tenerse en cuenta al momento de realizar la prueba de hematocrito que aquellos caballos sometidos a ejercicio presentan un valor de hematocrito con una concentración de hemoglobina y conteo de glóbulos rojos más elevado, esto se debe a que el bazo del animal reacciona a las catecolaminas liberadas durante el ejercicio con la contracción y liberación de gran número de células rojas, causando una policitemia transitoria con el objetivo de suplir el oxígeno requerido por los músculos (Boffi, 2007).

Los valores de hematocrito por encima del valor considerado dentro del rango establecido como normal pueden ocasionar que la sangre tenga inconvenientes a la hora de transportar el oxígeno, ya que cuando el hematocrito se eleva por encima del 40% la viscosidad de la sangre aumenta con rapidez, ocasionando una policitemia y con ello la dificultad de bombeo de la sangre al corazón, este aumento en el número de células rojas produce una fuerte sobrecarga al corazón afectándolo (Meyer, 1998).

La deshidratación, que reduce el contenido de agua y por tanto de volumen plasmático, también determina un aumento del valor del hematocrito. Debido al mayor contenido en agua, por penetración de iones cloro al existir mayor presión osmótica, los eritrocitos de la sangre venosa presentan mayor tamaño que los de la sangre arterial, y, por lo tanto, el valor hematocrito de la sangre venosa será superior al de la sangre arterial (Hoyos P, 2003).

Las variaciones debidas a la raza parecen poco importantes para interpretar el significado del hematocrito, excepto en el caballo. En los caballos de “sangre caliente” (caballos pura sangre, designan a un caballo perteneciente a una raza viva y rápida) el hematocrito sigue un comportamiento similar al del recuento eritrocitario, siendo mayor que en los de “sangre fría.” (son animales de labor, la mayoría de gran tamaño, robustez), Coles, 1989, cita un hematocrito de 42% en caballos de deporte, mientras que Benjamín (1984) menciona un hematocrito de 43% en caballos del mismo tipo, por el contrario, en caballos de sangre fría Benjamín señaló un hematocrito de 35%. Kraft y Durr (2000) indican que el hematocrito varía según el tipo de equino, siendo en caballo pura sangre de 35-50%, en caballos de trabajo de 33-45%, en caballo de deporte de 32-44% y en ponis de 30-40%. En Colombia, un estudio adelantado por Arias y Pérez (2006), encontró en caballos fondistas y velocistas del hipódromo de Guarne, un valor promedio de hematocrito de 50.2 en fondistas y un valor promedio de hematocrito, de 48.98 en

los velocistas. Izurieta *et al* (2017), encontraron un valor mínimo de hematocrito de 32,3 y uno máximo de 52,3 en caballos criados a más de 3000 m.s.n.m. en Ecuador. Y en el mismo país, para equinos criados a menos de 500 m s.n.m. se encontraron valores de Hematocrito que oscilaron entre 24,83 y 45,10 (Luna *et al*, 2018). Castillo *et al* en el año 2010, encontraron valores de hematocrito para caballos del Valle de Aburrá, con un valor mínimo de 31 y un valor máximo de 49.

En los animales de mayor edad se puede observar según Hoyos P, (2003), una ligera a moderada disminución del hematocrito justificada por el decrecimiento del número de divisiones celulares con acortamiento del tiempo de tránsito en médula ósea, lo que supone un descenso del número de glóbulos rojos por micro litro, con un progresivo incremento del volumen corpuscular medio.

Hemoglobina (HB).

Es la proteína molecular de los glóbulos rojos, constituida por una parte proteica, la globina, y un núcleo prostético coloreado, el grupo hemo. La hemoglobina está formada por cuatro cadenas de aminoácidos, cada una de estas cadenas posee una molécula hemo, cada molécula de hemo está formada por un anillo de protoporfina con una molécula de hierro en el centro (McGrotty y Tennant, 2012). Estas moléculas son capaces de unirse con cuatro de oxígeno, lo que da lugar a su función específica de transportar oxígeno desde los capilares hasta los diversos tejidos del organismo (García, 1996).

La cantidad de hemoglobina en la sangre está influida por factores tales como la edad, el sexo, la actividad muscular, la gestación, la presión barométrica, la enfermedad (Losch, 2005). La hemoglobina tiene importantes relaciones fisiológicas con el oxígeno. Durante el paso de los

glóbulos rojos por los capilares pulmonares, la hemoglobina se combina con el oxígeno para formar la oxihemoglobina, que cuando atraviesa los capilares orgánicos, cede su oxígeno a los tejidos y vuelve a convertirse en hemoglobina. La hemoglobina debe su poder de transportar oxígeno al pigmento que contiene, y éste a su vez debe su poder de combinar oxígeno a su contenido de hierro. La mayor parte de hierro en los animales está localizada en los eritrocitos formando parte de la hemoglobina (cada molécula de ésta, contiene cuatro átomos de hierro), constituyendo 0,34 % del peso dicha molécula. Cada mililitro de eritrocitos contiene 1,1 mg de hierro, por tanto, la cantidad exacta de hierro en sangre dependerá del volumen sanguíneo y del hematocrito de cada animal, considerándose que constituye aproximadamente un 0,03 a 0,05% del volumen sanguíneo (Hoyos, 2003).

El contenido de hemoglobina desciende durante las tres primeras semanas de vida y, transcurrido ese tiempo, vuelven a aumentar (Coles, 1989). Estudios realizados citan valores medios de hemoglobina en caballos de sangre caliente de 14,4 g/dl y en caballos de sangre fría de 11,5 g /dl (Benjamín, 1984). En un estudio realizado en el Valle de Aburrá Antioqueño, los autores Castillo *et al*, (2010), encontraron valores de Hb que oscilaron entre 10,5 y 16,4 g/dl; mientras que autores como Arias y Pérez encontraron en el año 2006 valores promedio de Hemoglobina de 16,6 g/dl para equinos fondistas y de 16 g/dl para equinos de velocidad estudiados en el municipio de Guarne (Antioquia). En Ecuador, en dos estudios separados realizados por el mismo grupo investigador encontraron en caballos que fueron criados a menos de 500 m s.n.m. valores de hemoglobina entre 8,59 y 14,87 g/dL (Luna *et al* (2018), mientras que en caballos criados a más de 3000 m s.n.m. valores de hemoglobina que osciló entre 11,4 – 18,4 g/dL (Izurieta *et al*, 2017).

La hemoglobina puede transportar de 60 a 70 veces más oxígeno que una cantidad similar de agua en las mismas condiciones. Las variaciones debidas a la raza parecen poco importantes para interpretar el significado de la concentración de hemoglobina, excepto los équidos. En los caballos de “sangre caliente” la hemoglobina sigue un comportamiento similar al del recuento eritrocitario y del hematocrito, siendo mayor que en los de “sangre fría” (Coles, 1989).

Cuando el contenido de hemoglobina de la sangre aumenta, también crece la capacidad de transportar oxígeno. Esto último sucede en muchos mamíferos, pero especialmente en el caballo atleta cuando se está ejercitando; ya que, se produce la contracción del bazo, que libera a la circulación más eritrocitos (Funquist, 2001).

Se consideran los estudios de la hemoglobina de alta relevancia en el diagnóstico de variantes patológicas, así como para la determinación de variantes presentes en la población. La hemoglobina ha llegado a relacionarse con la intensidad de la respuesta inmune, con la presencia de parásitos y con parámetros productivos (eficiencia reproductiva y productiva de la leche y la lana (Guzman y Callacná, 2013).

Índices Eritrocitarios.

Anisocitosis.

Se define como la variación en el diámetro de los eritrocitos en condiciones normales en los extendidos sanguíneos, encontrando la existencia de células macrocíticas o microcíticas. Sin embargo, resulta muy difícil evaluar que células tienen un diámetro o un volumen normal, pero si puede medirse el tamaño medio del eritrocito calculando el Volumen Corpuscular Medio (VCM). Por tanto, un valor elevado del Volumen Corpuscular Medio (VCM) indicaría microcitosis y uno bajo microcitosis (Voigt, 2003).

Volumen Corpuscular Medio (VCM).

El Volumen Corpuscular Medio (VCM) es el tamaño medio de cada eritrocito (McGrotty y Tennant, 2012). Proporciona información sobre el funcionamiento de la médula ósea en relación con la producción de glóbulos rojos, este parámetro indica el tamaño del glóbulo rojo y es útil para descifrar las posibles causas de la anemia. Esta clasificación no corresponde al origen de la enfermedad, pero representa las alteraciones de tamaño (Coles, 1989). La anemia no solo se produce por deficiencia de la dieta administrada al animal, puede surgir por procesos inflamatorios o hemoparásitos, si el valor del VCM es superior al valor normal puede ser por pérdida de sangre o por falta de vitaminas B6, B12, Ácido Fólico o Niacina. Además de producirse también por falta de absorción de estos nutrientes a causa de un problema digestivo. Por el contrario, si el resultado es bajo puede indicar falta de hierro, cobre o piridoxina (Bolger, Coby 2003).

El VCM es obtenido por simple cálculo aritmético a partir del hematocrito y del recuento de eritrocitos de la muestra. Se expresa en femtolitros (fl) o micras cúbicas (μ^3), considerando que 1 fl es 10^{15} litros (Meyer et al, 1998).

El VCM es una forma de conocer el tamaño de los glóbulos rojos, se expresa en femtolitros (fL) y se calcula con la siguiente ecuación:

$$\text{VCM} = \frac{\text{Hematocrito}}{\text{Recuento Glóbulos rojos}} \times 10$$

Cuando el índice eritrocitario aumenta se denomina anemia macrocítica y cuando se encuentra disminuido se denomina microcítica (Bush, 1999; McGrotty y Tennant, 2012).

Los eritrocitos fetales son más grandes que los del animal adulto. El VCM y la CHCM decrecen gradualmente durante la vida fetal y luego de unos pocos meses después del nacimiento se estabilizan (Jain, 1986). Por ejemplo, el VCM decrece a lo largo de la gestación en fetos équidos desde el máximo valor de 90-100 fl hasta más o menos la mitad de esa cifra (cerca de 46 fl) al nacimiento. El tamaño de los eritrocitos continúa disminuyendo durante los 2 a 12 primeros meses alcanzando un valor de 37,8 fl. Esta gradual reducción en el VCM coincide con la desaparición de la hemoglobina fetal y su reemplazo por hemoglobina (Jain, 1986).

Kraft y Durr (1998) registraron rangos promedio de VCM para caballos en un rango de 37 y 55 fl, mientras que Losch (2005) encontró valores promedio de 42 fl, con un rango entre 37–50 en caballos de “sangre caliente” y de 44 fl en caballos de “sangre fría” con un rango entre 39 y 52 fl.

Concentración media de hemoglobina corpuscular (CHCM)

El contenido de hemoglobina se designa con los términos normocrómico e hipocrómico según los elementos tengan la hemoglobina normal o defecto de ella. En muchos casos anémicos, la alteración del volumen corpuscular medio se empareja con alteraciones similares de la hemoglobina corpuscular media o sea el peso de la hemoglobina en cada glóbulo rojo (Coles, 1989).

La CHCM es la concentración media de hemoglobina por un volumen conocido de eritrocitos. Se obtiene aritméticamente a partir del hematocrito (%) y de la concentración total de hemoglobina de la muestra (g/dL) (Meyer et al, 1998). es el más exacto de los índices de

Wintrobe, puesto que no requiere para su cálculo el valor del recuento de eritrocitos, y se obtiene con la siguiente fórmula (Ceballos 2002):

$$\text{CHCM} = \frac{\text{Hemoglobina}}{\text{hematocrito}} \times 100$$

La CHCM calculada se compara con el rango normal para la especie. Si se encuentra dentro del rango normal, a las células se las denomina “normocrómicas” (de color normal). Si el valor se encuentra por debajo del rango, las células son “hipocrómicas”. La hipocromía es disminución la densidad de coloración de las células, debiéndose a la falta especialmente de nutrientes como el hierro, por lo tanto, se mide como una disminución de la Concentración de la Hemoglobina Corpuscular media (Meyer & Harvey, 2000).

El término “hipercrómicas” se aplicará para valores por encima de lo normal, pero como los eritrocitos normales se encuentran completamente saturados de hemoglobina, no se han descrito situaciones en las que las células puedan supersaturarse. El término se aplica, en ocasiones, a aquellas células que poseen un color rojo más intenso que el normal, pero dichas células suelen ser más gruesas de lo habitual, por lo que la concentración de hemoglobina por unidad no varía, (Meyer, 1998).

Valores bajos de CHCM indican deficiencias en la síntesis de hemoglobina. En enfermedades eritrocitarias no se observan valores elevados de CHCM puesto que la concentración normal de hemoglobina en los eritrocitos está próxima al punto de saturación (Meyer 1998).

Jain, (1986) señala como valores de referencia para la especie equina los comprendidos entre 31,0 y 38,4 g/dl, proponiendo como valor medio para la CMHC $35,2 \pm 1,4$ pg. Estudios encontraron una CHCM de $35,2 \pm 1,4$ g/dl (con rango de 31 a 38 g/dl) en caballos

estadounidenses. Losch en el año 2005 publicó valores medios de 33 g/dl para la CHCM en caballos.

Plaquetas.

Las plaquetas sanguíneas son pequeñas células anucleadas que se forman en la médula ósea por desprendimiento del citoplasma de células muy grandes denominadas megacariocitos. Tienen forma irregular tendiendo a ser discos biconvexos redondos u ovals con un diámetro de 2 a 4 μm y sin un núcleo definido (Boudreaux, 2010). Los megacariocitos dan origen a las plaquetas en la médula ósea. Desde aquí, las plaquetas son liberadas a la sangre, donde participan en la hemostasia. Algunos factores estimulan la liberación de plaquetas por los megacariocitos, como la hormona trombopoyetina, que se sintetiza y libera en el torrente circulatorio cuando el número circulante de plaquetas disminuye (Boudreaux, 2010).

En los frotis sanguíneos su forma no se ve bien y con frecuencia se agrupan varias de ellas. El citoplasma, teñido de color púrpura, tiene aspecto granular debido a la gran cantidad de organelas que se disponen en el centro de la célula; por el contrario, se tiñe muy poco y por eso es apenas visible. Las plaquetas sobreviven unos 15-45 días y poseen proteínas de importancia fisiológica que almacenan en gránulos intracelulares y que segregan cuando son activadas durante la coagulación (Boudreaux, 2010). Las plaquetas participan en la coagulación de dos maneras: en primer lugar, en los tejidos normales, las plaquetas se agrupan para tapar los pequeños defectos que aparecen continuamente en las paredes de los pequeños vasos sanguíneos. En segundo lugar, cuando los vasos sanguíneos se dañan, las plaquetas contribuyen al proceso de formación del coágulo y a su retracción, así como a la liberación de la serotonina, que reduce el

flujo sanguíneo a través de un mecanismo de constricción de los vasos lesionados (Rebar, et al 2002).

Se encuentran en gran cantidad en la sangre circulante y su número oscila entre 150.000 y 600.000/ μ l (Junqueira, 2000). En los animales recién nacidos suelen ser los valores inferiores a los hallados en adultos.

Del mismo modo, Kraft y Durr (2000). Indican una población normal de plaquetas para equinos en un rango entre 90.000 a 300.000/ μ l, mientras que autores como Kramer (2000) encontró un promedio de 225000 plaquetas/ μ l (con rango entre 100.000/ μ l y 350.000/ μ l) en caballos estadounidenses. En un estudio hecho con equinos criados a más de 3000 m s.n.m. en Ecuador, (Izurieta et al, 2017) encontraron 101.000 a 401.000 plaquetas / μ l y en el mismo país, en otro estudio conducido con equinos criados a menos de 500 m s.n.m. hallaron un recuento plaquetario con un rango entre 78.100 y 314.900 / μ L (Luna *et al*, 2018); en nuestro país, Castillo et al (2010) hallaron valores de Plaquetas que oscilaron entre 85.000 y 451.000/ μ L en un estudio con equinos del Valle de Aburrá, a su vez las investigadoras Arias y Pérez en el año 2006 determinaron valores de plaquetas que con promedio de 162.150 en caballos velocistas y de 296.700 en caballos fondistas.

Leucocitos o glóbulos blancos.

Recuento total de leucocito.

De los tres tipos de células sanguíneas los leucocitos, o células blancas, constituyen una parte importante del sistema inmunitario y de la defensa, responsables del reconocimiento, la respuesta y la eliminación de patógenos del organismo. El recuento total de este número de

células blancas de cualquier clase en un volumen determinado de sangre que se expresa en litros o microlitros (Bush, 1999). A un recuento de leucocitos por encima el rango superior normal se le denomina leucocitosis y al recuento bajo de leucocitos Leucopenia, así mismo la disminución de los leucocitos (todas las clases) se denomina Panleucopenia (Benjamin, 1991).

Existen cinco tipos diferentes de leucocitos que se reparten en dos clases principales, granulocitos y agranulocitos, de acuerdo con la riqueza en gránulos del citoplasma y las características generales del núcleo: Granulocitos, que se caracterizan porque poseen gránulos citoplasmáticos prominentes y un solo núcleo multilobulado, que puede dar la errónea impresión de que son células multinucleadas, estas células tiene en común que participan el proceso de inflamación (Junqueira, 2000).

La forma tremendamente variable del núcleo de los granulocitos ha dado origen al término de leucocitos polimorfonucleares (PMN) o polimorfos. Existen tres tipos distintos de granulocitos: neutrófilos, eosinófilos y basófilos, denominados según las características de tinción de sus gránulos específicos. Los gránulos específicos de los neutrófilos tienen escasa afinidad para los colorantes ácidos o básicos, mientras que los eosinófilos se tiñen intensamente con los colorantes ácidos como la eosina, y los basófilos que se tiñen fuertemente por los colorantes básicos tales como la hematoxilina o el azul de metileno (Nabity y Ramaiah, 2010).

La clasificación de los agranulocitos, que incluyen a los linfocitos y a los monocitos, deben su nombre al hecho de que no tienen gránulos citoplasmáticos visibles con microscopía de luz. Contrariamente a los granulocitos los núcleos de los agranulocitos no son lobulados, aunque pueden presentar invaginaciones profundas de la membrana nuclear (Junqueira, 2000). Los leucocitos constituyen una fuerza importante de los mecanismos defensivos del organismo contra los agentes extraños. Los neutrófilos y los monocitos poseen gran capacidad fagocitaria y

fagocitan microorganismos, restos de células y partículas inespecíficas, además que participan en el proceso de inflamación (Nabity y Ramaiah, 2010).

Los linfocitos juegan un papel fundamental en las respuestas inmunitarias y, contrariamente con lo que sucede con los demás leucocitos, dirigen su actividad siempre contra agentes extraños específicos (Jain, 1986). Ganong (2006) señalan que la mayoría de los leucocitos del organismo no circulan libremente por el torrente sanguíneo del que se obtienen las muestras, sino que se encuentran en acúmulos distribuidos por todo el organismo.

Estos acúmulos se denominan reservorios, y las células pueden moverse de unos a otros. Dos de estos reservorios (de proliferación) están compuestos por células que aún no han sido liberadas a la circulación y sus células se están formando en la médula ósea, y sólo estarán disponibles después de su maduración. Los reservorios de depósito se sitúan en el bazo y la médula ósea y en ellos encontramos células maduras. Igualmente, dentro de los vasos encontramos dos reservorios, el reservorio circulante, compuesto por las células que circulan libremente y el reservorio marginal, que son células atrapadas, o que se mueven por vasos pequeños y que no circulan libremente (Ganong, 2006).

En la mayoría de los animales, este reservorio marginal contiene el 50-75% de las células que conforman la circulación. Los leucocitos que han abandonado los vasos sanguíneos para introducirse en distintas zonas del organismo forman el reservorio tisular, lugar donde la mayoría de los glóbulos blancos desarrollan su función (García, 2006).

Por lo anterior, Junqueira (2000) argumenta que el mayor porcentaje de los leucocitos en los mamíferos domésticos, con excepción de los rumiantes, son células neutrófilas polimorfonucleares conocidas como neutrófilos. Estas células fagocíticas ingieren y destruyen microorganismos invasores. Los eosinófilos y los basófilos son polimorfonucleares (PMN)

presentes en bajo número en la sangre y que participan en las reacciones alérgicas de hipersensibilidad. Las células mononucleares, entre las que se incluyen los monocitos y los linfocitos, producen los anticuerpos y generan la reacción inmunitaria celular contra los agentes invasores.

Para Ganong (2006) el número y la proporción relativa de los distintos subtipos de leucocitos puede variar ampliamente en situaciones patológicas. Por ejemplo, la cantidad total de neutrófilos se incrementa a menudo durante la infección, presumiblemente como respuesta a ésta. El número de eosinófilos se eleva en individuos alérgicos cuando éstos se exponen a los alérgenos o en infestaciones parasitarias. La cantidad de linfocitos disminuye en las enfermedades de inmunodeficiencia adquirida y durante el curso de algunas infecciones víricas.

Por esta razón, además de determinar la cantidad de células de la sangre, un análisis diferencial de los distintos subtipos de leucocitos, realizado mediante el examen microscópico de muestras de sangre teñidas, puede proporcionar importantes signos diagnósticos de una enfermedad.

El caballo presenta una respuesta leucocitaria menor en comparación con la del perro o el gato, pero en algunas infecciones se observan cifras totales de leucocitos de 17.000 a 20.000/ μ l. En general los límites de la respuesta leucocitaria a la infección están entre 15.000 a 25.000/ μ l. En el caballo, cifras de 25.000 a 30.000/ μ l se consideran de leucocitosis elevada, pero se han informado cifras más elevadas (Coles, 1989). Según Jain (1986) existe una importante variación en el número total de leucocitos de acuerdo con la raza del caballo. Los llamados “pura sangre” poseen una leucocitemia un poco más elevada que la de los animales mezclados o “de sangre impura”. Según Coles (1989) los animales jóvenes, de raza pura, tienen menor número de leucocitos que los animales maduros y el semental adulto posee menor cantidad de leucocitos

que la yegua. Benjamín (1984) indica un rango entre 10.000 y 11.000 leucocitos/ μl en caballos de raza pura, incluyendo animales recién nacidos, de dos años, caballos castrados y yeguas. En este sentido, en un estudio conducido por Arias y Pérez en 2010, encontraron un promedio de leucocitos de 7.155/ μl en caballos velocistas del hipódromo Los Comuneros de Guarne (Antioquia), y un promedio de 7.325 en caballos fondistas del mismo hipódromo. En una región vecina, el valle de Aburrá, Castillo y colaboradores (2010), encontraron valores leucocitarios con un rango inferior de 5.235 glóbulos rojos/ μl y un rango superior de 12.141 glóbulos rojos. / μl . Izurieta et al (2017), encontraron valores de Glóbulos blancos con un rango entre 4800 a 12.000 Glóbulos blancos. / μl en un estudio realizado en caballos criados a más de 3000 metros sobre el nivel del mar. Mientras que Luna et al (2018) realizaron un estudio similar, pero con equinos criados a menos de 500 metros sobre el nivel del mar encontrando valores glóbulos blancos con un rango de 5.640 a 12.810/ μL .

Recuento diferencial de leucocitos.

Linfocitos.

Según Junqueira (2000), son las células más pequeñas de la serie blanca, presentando un tamaño ligeramente mayor al de los hematíes. Los linfocitos ocupan el segundo lugar en frecuencia de los leucocitos circulantes y alcanzan valores situados entre el 20-45% del recuento leucocitario diferencial. Juegan un papel primordial en todos los mecanismos de respuesta inmunológica. La sangre proporciona el medio por el que los linfocitos circulan entre los distintos órganos y tejidos del organismo. Los linfocitos son las células del sistema inmune sobre las cuales recae la respuesta inmune adquirida o específica (Tizard, 2002).

La producción de linfocitos es mayor y más compleja que la del resto de leucocitos. Se producen en varios lugares como son la médula ósea, los órganos linfoides, incluyendo los ganglios linfáticos, el bazo y el timo, y el tejido linfoide asociado al tracto digestivo, como las placas de Peyer, las amígdalas y el apéndice. La principal función de la producción medular y tímica parece ser la de proporcionar células precursoras al tejido linfoide periférico. El tiempo de maduración normal en la médula ósea es de 2- 5 días, pero se estimula en presencia de antígenos en los tejidos linfoides, pudiendo acortarse hasta 6-8 horas (Jain, 1986; Junqueira, 2000). La mayoría de los linfocitos circulantes se encuentran en estado metabólico relativamente inactivo.

Cuando se activan inmunológicamente, los linfocitos se hacen más móviles y se auto propulsan entre los vasos sanguíneos y los tejidos mediante movimiento ameboide (Jain, 1986). Se encuentran dos tipos de linfocitos, los de vida corta y los de vida larga (o con memoria), con periodos vitales que varían entre unos pocos días y más de 20 años. Los linfocitos son el leucocito más frecuente en la circulación de los rumiantes, y el segundo, después de los neutrófilos, en la mayoría de las especies. Los linfocitos son únicos entre los leucocitos, ya que después de haber migrado a los tejidos, vuelven a incorporarse a la circulación sanguínea a través de los canales linfáticos (Grondin y Dewitt, 2010).

Los linfocitos T son los responsables de la respuesta inmunitaria celular, dirigen y regulan la respuesta inmune, estas células se caracterizan por reconocer específicamente antígenos extraños, reaccionan específicamente contra microorganismos intracelulares como los virus y las células cancerígenas, además de desempeñar un papel auxiliar fundamental en la respuesta frente a infecciones bacterianas (Seva et al., 1999).

Los linfocitos B son los responsables de la respuesta inmunitaria humoral, estas células tienen como función principal la de producir los anticuerpos dirigidos frente a antígenos

específicos, (Pappaterra, 2002). Sin embargo, aunque frente a determinados antígenos las células B necesitan la ayuda de células T para que se produzca una respuesta frente a ellos (Seva et al., 1999).

Investigadores como Bayly (1987) han abordado las variaciones derivadas del ejercicio, la excitación y el estrés en caballos, afirmando que se evidencia una elevación del recuento leucocitario total subsiguiente al ejercicio intenso. Esta alza se debe en un principio a un aumento del tono simpático que provoca vasodilatación y contracción esplénica, así como aumento de la frecuencia y gasto cardíaco. Este conjunto de fenómenos trae consigo un ascenso del número de neutrófilos al ser removido el pool marginal neutrofílico de los capilares. Así mismo, puede aumentar el número de linfocitos procedentes fundamentalmente del bazo.

Situaciones como un ejercicio máximo o por la excitación, pueden dar lugar a que se manifiestan estas variaciones, siendo en un principio más intensa la linfocitosis que la neutrofilia, lo que provoca un descenso en la relación neutrófilos/linfocitos (N/L) (Snow et al, 1983). Sin embargo, estos cambios se modifican al poco tiempo de cesado el estímulo, pues se inicia un decrecimiento de los linfocitos hasta sus valores normales (Bayly, 1987) al tiempo que se establece una neutrofilia con lo que ahora el cociente N/L se eleva por encima del rango normal. Esta subida de neutrófilos es debida a los altos niveles de cortisol directamente relacionados con la intensidad del ejercicio (Carlson, 1987).

Jain (1986) cita como $3,5 \pm 1,1 \times 10^9$ para la especie equina, expresa el número de linfocitos en valor absoluto, mientras que Kraft y Durr (2000) señalan un promedio de linfocitos de 20-45% en los caballos.

Monocitos.

Son los elementos mayores de todas las células de la serie blanca y representan entre 2 y el 10% de los leucocitos circulantes. Se caracterizan porque poseen un gran núcleo, colocado excéntricamente, que se tiñe menos intensamente que el de otros leucocitos. A diferencia de los neutrófilos, los monocitos están capacitados para una actividad y regeneración lisosómica continuadas que utilizan las vías metabólicas aerobias o anaerobias según la disponibilidad de oxígeno en los tejidos (Junqueira, 2000). El citoplasma se tiñe azul claro, pero en rumiantes se tiñe más basófilo. También puede contener gránulos azurofílicos (Bacha y Bacha, 2003). Los límites citoplasmáticos pueden ser irregulares y en ocasiones se pueden confundir con neutrófilos tóxicos en banda (McGrotty y Tennant, 2012).

Los monocitos parecen tener poca función en la sangre circulante. Son células muy móviles que emigran hacia los tejidos conectivos en donde se denominan histiocitos o macrófagos fijos de los tejidos. Los monocitos que se encuentran distribuidos por todos los tejidos del cuerpo constituyen el denominado sistema macrofágico-monocitario (Ricketts et al., 2006).

Los monocitos y macrófagos participan en la defensa frente a patógenos tanto en la respuesta inespecífica como la específica. Estas células realizan varias funciones como lo son el ingerir y destruir patógenos mediante el proceso de fagocitosis, la de actuar como células presentadoras de antígenos para los linfocitos T cooperadores (Th). Por otro lado, producen mediadores solubles (citoquinas y quimosinas) que participan de forma activa en la respuesta inflamatoria e inmune, además de participar en el proceso de cicatrización (Pappaterra, 2002).

Los monocitos no solo se convierten en macrófagos al ingresar a los tejidos, sino que además dan lugar a osteoclastos y células dendríticas mieloides (Manz et al., 2001). Las células dendríticas son las mejores células presentadoras de antígenos ya que presentan mayor cantidad de este a las células T sin dañarlo, se forman en la médula y se movilizan a los órganos linfoides

periféricos (Shortman y Naik, 2007). Tanto macrófagos como las células dendríticas son tipos de células monocíticas denominadas fagocitos mononucleares. Sin embargo, se varias hipótesis contemplan que estos fagocitos mononucleares provienen de un progenitor común (Doulatov et al., 2012).

Neutrófilos.

Son los leucocitos más abundantes en la sangre de vertebrados, aproximadamente se encuentran entre 50 y 70%. También se les llama leucocitos polimorfonucleares (PMN). Los neutrófilos tienen afinidad por los colorantes ácidos y básicos (Pérez, 2012). Los neutrófilos son el leucocito predominante en la sangre periférica de perro, gato, caballo y ser humano, pero no en los rumiantes y en algunos animales de laboratorio, donde los linfocitos pueden superarlos en número (Benjamín, 1984; Coles, 1989).

Los neutrófilos constituyen más del 90% de los polimorfonucleares, son células esenciales de la respuesta inmune innata ya que migran ante la invasión de patógenos a cumplir su función de fagocitosis, por lo cual son las células más predominantes en una respuesta inflamatoria (Pappaterra, 2002).

El detalle más característico de los neutrófilos es el núcleo multilobulado. En los neutrófilos maduros generalmente existen cinco lóbulos conectados por finas bandas de material nuclear, pero en los neutrófilos inmaduros el núcleo generalmente es poco lobulado. El citoplasma de los neutrófilos está ligeramente punteado con gránulos de color púrpura que se denominan gránulos azurófilos, que no son más que lisosomas grandes también denominados gránulos primarios. Los gránulos específicos más numerosos, pero mucho más pequeños, se tiñen escasamente y por lo tanto no son visibles con este tipo de preparación. El neutrófilo en banda se distingue de la célula

madura por que la indentación no es clara y porque el núcleo es más grande (McGrotty y Tennant, 2012).

Se producen en la médula ósea, por mitosis y maduración de las células madre, un proceso que dura de 3 a 10 días. Los neutrófilos están presentes en la circulación durante una media de 6-7 horas, antes de emigrar de los vasos a los tejidos y cavidades del organismo. Una vez que penetran en los tejidos tienen una vida media de 2-3 días, mientras que en presencia de procesos patológicos pueden sobrevivir unas pocas horas, siendo las células principales que participan en la respuesta inflamatoria aguda de los tejidos lesionados, son muy móviles y emigran desde los pequeños vasos sanguíneos hasta los sitios en donde existe lesión tisular y allí engloban y destruyen a los restos de células y a los microorganismos a través de mecanismos de fagocitosis (Coles, 1989).

Junqueira (2000) dice que las toxinas liberadas por las bacterias invasoras y las sustancias químicas liberadas por el tejido dañado atraen a los neutrófilos a la zona. Las pequeñas partículas y organismos son ingeridos (fagocitados) y destruidas por las enzimas proteolíticas de los gránulos del neutrófilo.

Como los neutrófilos maduros poseen pocas organelas apropiadas para la síntesis proteica, tienen escasa capacidad para regenerar los lisosomas utilizados y las enzimas específicas que desaparecen rápidamente después de la fagocitosis; los neutrófilos son por lo tanto incapaces de realizar una función continuada y degeneran después de una sola ráfaga de actividad. Los neutrófilos muertos son el principal componente del pus y por eso a veces se les denomina células del pus. La pobreza de mitocondrias y la abundancia de glucógeno en los neutrófilos reflejan el predominio del tipo de metabolismo anaerobio. Esto hace que los neutrófilos puedan funcionar en los tejidos lesionados que poseen poco oxígeno (Jain, 1986).

Los neutrófilos realizan la eliminación de los antígenos fagocitados mediante la generación de intermediarios reactivos de oxígeno (sustancias oxidantes) y a las enzimas líticas que se encuentran en sus gránulos citoplasmáticos (Cassatella, 1995), enzimas como hidrolasas ácidas, catepsina, lisozima, defensinas, proteínas plasmáticas, gelatinasa, lactoferrina, muramidasa, mieloperoxidasa, catelicidín entre otras (Coffelt et al., 2016).

Además de sus funciones fagocíticas los neutrófilos también pueden realizar la quimioatracción y activación de monocitos/macrófagos y linfocitos, lo que tendría una influencia sobre la dirección y evolución de los procesos inmunes (Cassatella, 1995).

La leucocitosis neutrófila varía en cada especie de animal doméstico. El caballo presenta una respuesta leucocitaria menor en comparación con la del perro o el gato, pero en algunas infecciones se observan cifras totales de leucocitos de 17.000 a 20.000/ μ l. En general los límites de la respuesta leucocitaria a la infección están entre 15.000 a 25.000/ μ l. En el caballo, cifras de 25.000 a 30.000 / μ l se consideran de leucocitosis elevada, pero se han informado cifras más elevadas (Coles, 1989)

Eosinófilos.

También son producidos en la médula ósea y tienen una vida media de 2-6 días. Son bastante menos frecuentes que los neutrófilos y se encuentran en la sangre en la proporción del 1 al 6% de los leucocitos circulantes. Las células que penetran en el torrente sanguíneo circulan durante 6-10 horas antes de migrar a los tejidos o cavidades del organismo, donde pueden permanecer durante varios días (Jain, 1986). Morfológicamente, los eosinófilos poseen un núcleo bilobulado y un citoplasma repleto de granos grandes, eosinófilos (de color rosado oscuro) y de tamaño uniforme.

Aunque, según Grondin y Dewitt, 2010, el núcleo del eosinófilo varía desde elongado (en banda), hasta bilobulado o trilobulado y su aspecto es similar en todas las especies domésticas. El citoplasma se tiñe de azul claro y los gránulos eosinófilos (que se tiñen de rojo), a menudo son refractantes.

Desde el punto de vista funcional, la mayoría de los parásitos, especialmente en su forma migratoria, activan a los eosinófilos uniéndose al parásito, dando lugar a su Degranulación, en presencia de anticuerpos. Los eosinófilos poseen también cierta capacidad fagocíticas y pueden detoxificar algunas sustancias químicas. También parecen jugar un papel en la coagulación y en la fibrinólisis, activando fases del mecanismo de formación del coágulo. Los eosinófilos son atraídos a las zonas inflamatorias por sustancias liberadas por los basófilos y por las células análogas del tejido conectivo, las denominadas células cebadas, e inactivan las sustancias vaso activas, tales como la histamina fabricadas por estas células durante la respuesta inflamatoria (Junqueira, 2000, (Grondin y Dewitt, 2010).

En determinadas infestaciones parasitarias como en la anquilostomiasis hay un aumento de eosinófilos (eosinofilia periférica) en la sangre circulante, según lo manifiesta Junqueira (2000), así como también sucede en algunos casos de hipersensibilidad como en la fiebre del heno y en otras manifestaciones alérgicas. Estas células liberan el contenido de sus gránulos citoplasmáticos los cuales poseen grandes cantidades de fosfatasa ácida y peroxidasa, particularmente cuando hay infestaciones por helmintos (Arnaiz et al., 1995).

Basófilos.

Son los leucocitos menos frecuentes, y constituyen menos del 1% de los leucocitos circulantes. El citoplasma se tiñe de un color grisáceo a azulado, y está parcial (en el perro) o completamente (en rumiantes y en caballo) repleto de gránulos basófilos de un color que va del color púrpura oscuro casi hasta el negro. En general el núcleo bilobulado está eclipsado por numerosos gránulos grandes, intensamente basófilos (de color azul oscuro) (Grondin y Dewitt, 2010).

Estos gránulos son muy solubles en agua y tienden a disolverse durante la preparación de la extensión de sangre sobre el portaobjetos, con lo cual se dificulta todavía más el hallazgo de esas raras células. Son producidos por la médula ósea y tienen un periodo vital de 10-12 días. Los basófilos son algo más frecuentes en el caballo y en los rumiantes que en el resto de especies (Benjamín, 1984).

Con el microscopio electrónico se observa el núcleo, típicamente bilobulado de los basófilos. Los gránulos específicos, grandes, están limitados por membrana y rellenos de un material apretado, electro denso, que contiene heparina, histamina, otras aminas vaso activas y sustancias de efecto retardado de la anafilaxia (SRS-A). La heparina es un potente anticoagulante, mientras que la histamina y demás aminas vaso activas producen la dilatación de los pequeños vasos sanguíneos y aumentan la permeabilidad capilar, provocando así la exudación del líquido hacia los tejidos; la SRSA estimula la contracción del músculo liso y por lo tanto la constricción de las vísceras internas. El estímulo de la exocitosis del contenido de los gránulos específicos es la interacción del antígeno con los anticuerpos del grupo IgE que están unidos a la membrana celular de los basófilos. Este tipo de interacción se produce típicamente en la hipersensibilidad a alérgenos externos, por ejemplo, en la fiebre del heno y el asma alérgico, y

forma la base de la respuesta inmunitaria de tipo I (hipersensibilidad inmediata, anafiláctico) (Junqueira, 2000).

Estructural y funcionalmente es similar a la célula cebada, dejando a un lado el núcleo redondeado y el mayor número de gránulos de la célula cebada, ambas células parecen química y funcionalmente idénticas. La célula cebada podría ser una transformación blástica del basófilo cuando abandona el torrente sanguíneo, pero no existen pruebas de esto. La función del basófilo y de la célula cebada se basa en la sensibilidad de los receptores de su membrana a una amplia variedad de sustancias como prostaglandinas, inmunoglobulinas (anticuerpos), el complemento, endotoxinas e histamina. A Propuesta de Investigación C+DT+I Código FPI-11 v.02 Página 30 de 56 menudo poseen o pueden desarrollar receptores para alérgenos como polvo, moho y otras proteínas, incluyendo algunos virus (Jain, 1986).

4.1.3 Hemoparásitos.

El criadero de equinos en muchos países de zonas tropicales con abundantes pastos se ha visto afectados por la presencia de enfermedades hemoparasitarias que afectan la salud y el bienestar de los animales, entre los más destacados, se encuentran microorganismos como Babesia y sus especies (*B. equi* y *B. caballi*) las cuales afectan la población de equinos causando infecciones que pueden pasar desapercibidas o bien originar casos de enfermedad aguda, subaguda o crónica, reportándose muy pocos brotes severos (D Vera M, 2001).

La piroplasmosis equina, también conocida como babesiosis equina, fiebre biliar o malaria equina, es una enfermedad que afecta a la especie equina, aunque también a mulas, burros y las cebras y es transmitida por un vector. Se considera esta enfermedad como endémica de regiones

de clima tropical y subtropical, aunque se han encontrado estudios reportan la presencia de este hemoparásitos en zonas de clima cálido (Rothschild, 2013).

Estos parásitos suelen denominarse piroplasmas por la forma que poseen, (parecida a peras, piriforme), los cuales pueden observarse dentro de los glóbulos rojos parasitados. La enfermedad se transmite por la picadura de la garrapata al transmitirse los parásitos entre los equinos.

también se ha encontrado que puede transmitirse por agujas o jeringas usadas entre los equinos y que no estén completamente limpias y desinfectadas. Además, que se considera la posible infección por transfusión sanguínea de un caballo infectado a otro (Corto et al., 2012).

Se considera que tanto machos como hembras son susceptibles a enfermedades infecciosas causadas por hemoparásitos, que conducen a alteraciones hematológicas. Estas infecciones son responsables de alto número de muertes en diversas especies animales, causando pérdidas en la producción de ganado bovino, ovino (*Ovis aries*) y equino (Rivera, M. 1996). La importancia de esta enfermedad radica es que es la principal restricción para la exportación de equinos a otros países.

Los signos clínicos que produce la piroplasmosis son variables y poco específicos, *T. equi* tiende a causar curso patológico más grave que *B caballí* (CFSPH, 2008). Sin embargo ambos protozoos, causan fiebre, anemia, ictericia, anorexia, retardo en el crecimiento, aumento de la frecuencia cardiaca y respiratoria, edema, petequias en mucosas e incluso puede causar signos neurológicos. La lisis de los glóbulos rojos es intravascular razón por la cual se produce hemoglobinemia, hiperbilirubinemia, hemoglobinuria (Rashid et al. 2009).

En los casos subagudos los animales presentan signos clínicos similares pero de menos intensidad, la fiebre puede ser intermitente, pérdida de peso, cólicos leves, las mucosas pueden estar de color rosa o amarillo, además de que pueden presentarse petequias o equimosis. Los

caballos que muestran recuperación en estas fase de la enfermedad permanecen crónicamente infectados (OIE, 2008: Ueti et al 2005).

En la actualidad no existe vacuna contra la piroplasmosis equina (APHIS Animal and Plant Health Inspection Service). En regiones endémicas, la sintomatología dependiendo de lo que presente se trata con fármacos. En muchos sitios donde se presenta la enfermedad el uso de desinfectantes y la buena higiene son importantes para evitar que se propague la enfermedad, sin embargo no son complemente efectivos, sin embargo es muy importante con el fin de evitar la propagación de las garrapatas de un animal a otro. El chequeo frecuente de los equinos, la eliminación de garrapatas y el uso de acaricidas han mostrado cierta eficacia como táctica para evitar la propagación y por tanto la infección en los animales (APHIS, 2008; OIE, 2008) Un estudio realizado demostró que el Dipropionato de imidocarb, elimina *B equi* y *B caballí* de los equinos infectados, eliminando el riesgo de transmisión de vectores por garrapatas. (Schwint et al., 2008).

4. Objetivos

5.1 Objetivo General

Establecer los valores hematológicos de los Caballos Criollos Colombianos del criadero “Villa María “

5.2 Objetivos Específicos

Establecer los valores hematológicos: Conteo de glóbulos rojos (GR), Hemoglobina (Hb), Hematocrito (Hto), Volumen corpuscular medio (VCM), Concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) de los caballos criollos colombianos del criadero Villa María, de acuerdo a su andar (P1, “Trote y Galope Colombianos”), (P2, “Trocha y Galope Colombianos”), (P3, “Trocha Colombiana”) y (P4, “Paso Fino Colombiano”)

Estimar el conteo de glóbulos blancos y plaquetas de los caballos criollos colombianos del criadero Villa María, de acuerdo a su andar (P1, “Trote y Galope Colombianos”), (P2, “Trocha y Galope Colombianos”), (P3, “Trocha Colombiana”) y (P4, “Paso Fino Colombiano”)

Determinar la posible presencia de hemoparásitos a través del extendido en sangre periférica.

6. Metodología

El estudio se desarrolló en el Criadero Villa María el cual se encuentra ubicado en el municipio de Villa del Rosario, este criadero cuenta con caballos criollos colombianos distribuidos en los cuatro andares (P1, “Trote y Galope Colombianos”), (P2, “Trocha y Galope Colombianos”), (P3, “Trocha Colombiana”) y (P4, “Paso Fino Colombiano”).

6.1 Población de estudio.

Para el desarrollo de la investigación se evaluó un grupo de 99 caballos Criollos Colombiano, clínicamente sanos.

6.2 Criterios de selección de la población

En aspecto los especímenes fueron seleccionados de acuerdo a las modalidades de sus andares como son: (P1, “Trote y Galope Colombianos”), (P2, “Trocha y Galope Colombianos”), (P3, “Trocha Colombiana”) y (P4, “Paso Fino Colombiano”).

6.3 Recolección de la muestra

Para la toma de las muestras se tomó la sangre completa, en tubos tapa color lila (con anticoagulante, EDTA), con el fin preservar la muestra obtenida y medir los parámetros hematológicos. Las muestras sanguíneas se recolectaron por venopunción de la vena yugular como se observa en la (fotografía 1), la toma de muestra se realizó en las horas de la mañana. Se colectaron 4 ml de sangre con jeringuillas y agujas desechables estériles, previa asepsia del lugar de extracción y una mínima inmovilización de los animales evitando así el estrés que pudiera ser causante de alteraciones de algunos parámetros sanguíneos. Las agujas utilizadas fueron de calibre de 16 G, con el fin de evitar la hemólisis y con ello las alteraciones de los resultados

(Diez et al, 1992). Tras la recogida de las muestras se mantuvieron en refrigeración entre 3 y 5°C e inmediatamente se transportaron al laboratorio de la Clínica Veterinaria de la Universidad de Pamplona donde se procesaron el mismo día.



Figura 1. Toma de muestra por venopunción de la vena yugular
Fuente: Rodríguez, 2019.

6.4 Determinación de parámetros hematológicos

A partir de las muestras obtenidas, se realizó la valoración hematológica en un equipo Mindray BC-2800VET, completamente automatizado y de uso veterinario, con metodología específica para equinos (es de destacar que al equipo hematológico automatizado se le realizó la respectiva calibración antes de iniciar el estudio).

Se evaluaron los siguientes parámetros:

Hematocrito.

Hemoglobina.

Recuento de eritrocitos.

Recuento de leucocitos.

Recuento de plaquetas

A partir del hematocrito, recuento total de eritrocitos y contenido de hemoglobina se calculan los índices eritrocitarios (VCM y CMHC), sin embargo, el contador hematológico realiza los cálculos de forma automática.

6.4.1 Volumen corpuscular medio (VCM).

Se calcula al dividir el hematocrito (en %) x 10, esto entre el número de glóbulos rojos (en millones/ μ l). El resultado se expresa en femtolitros (fl).

6.4.2 Concentración media de hemoglobina corpuscular (CMHC).

Se calcula a partir de la hemoglobina y del hematocrito mediante la fórmula $(Hb / Hto \times 100)$. El resultado se expresa en g por dl de hemoglobina (g/dl).

6.4.3 Frotis sanguíneo.

Así mismo a partir de la muestra sanguínea se realizó un extendido por el método tradicional de extensión, fijado y tinción de wright.

Se realizó un extendido a partir de cada muestra y se dejó secar.

Posteriormente se añadió una solución de colorante de wright (dos minutos).

Se agregó agua destilada y se sopló hasta que la placa cambio a color tornasol.

Se dejó en reposo durante dos minutos y se enjuago con agua.

Se realizó la lectura en un microscopio óptico (Carl Zeiss Microscopy GmbH, Jena, Alemania), con lente de inmersión de 40 x y 100 x, en la periferia del frotis sanguíneo (cola del frotis sanguíneo) con el fin de determinar la posible presencia de hemoparásitos.

6.5 Estudio estadístico

Se elaboró una base de datos en formato Microsoft Excel, donde se consignó información de las variables de los equinos evaluados y los resultados obtenidos en el laboratorio. Se calcularon los datos estadísticos básicos como la media, los valores máximos y mínimos y la desviación estándar (DE). Mediante el uso del test de Kolmogórov-Smirnov (también prueba **K-S**), la cual es una prueba no paramétrica. Las diferencias se consideraron estadísticamente significativas cuando ($P < 0.05$) y que no existía diferencia significativa cuando ($P > 0.05$).

7. Resultados y discusión

A continuación, al aplicar la prueba de Kolmogórov-Smirnov (también prueba **K-S**), se observan los promedios de los datos recolectados en la presente investigación (Tabla 1).

La numeración que aparece en las figuras corresponde a cada uno de los equinos y sus parámetros de estudio, los cuales se describen en el (anexo 1)

Tabla 1.

Descripción estadística

VARIABLE	TRATAMIENTOS			
	P1	P2	P3	P4
GLOBULOS ROJOS	979,07 ± 295,739	985.62 ± 370.351	916.34 ± 328,623	993.64 ± 182,50
MCV	486.00 ± 42.580	483.43 ± 43.041	472.19 ± 35.844	443.94 ± 38.362
MCHC	310.0 ± 42.973	321.87 ± 12.965	331.78 ± 35.386	308.64 ± 18.031A
HB	152.28±44.368	154.56 ±65.812	139.23 ± 56.346	135.4 ± 21.384
HTO	470.85 ± 129.863	475.87 ±186.20	433.09 ± 161.88	440.23 ± 73.076
GB	88.28 ± 28.965	89.50 ±31.964	92.07 ± 31.057	118.70 ± 41.086
LIF	44,07 ± 22.611	36.68 ±21.111	38.46 ± 19.928	57.41 ± 30.696
MON	3.85 ± 15.54	4.31 ±1.851	4.38 ± 1.816	5.76 ± 2.136
GRAN	39.00 ± 15.54	48.50 ± 16.066	49.23 ± 16.592	55.52 ±20.285
PLAQ	231.19 ± 70.351	235.75 ± 70.559	228.03 ± 63.745	221.17 ± 62.057

^{1/}Letras diferentes en la misma línea difieren ($P \leq 0,05$) de acuerdo con el test de Tukey

Fuente: Rodríguez, 2019.

Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para edad, concentración de glóbulos rojos (GB), Volumen corpuscular medio (MCV), Concentración de hemoglobina corpuscular media CHCM, hemoglobina (Hb), hematocrito (Hto), Glóbulos blancos (GB), Linfocitos (LIF), Monocitos (MON), Granulocitos (GRAN), Plaquetas (PLAQ)

En la Tabla 1 se observa, Medias, desviación estándar e indicativos de significancia para concentración de glóbulos rojos (GB), Volumen corpuscular medio (VCM), concentración de

hemoglobina corpuscular media (CHCM), hemoglobina (HB) hematocrito (HTO), glóbulos blancos, linfocitos, monocitos, granulocitos, y plaquetas.

7.1 Parámetro, edad

A continuación, se observa el resultado obtenido por descripción estadística para el parámetro de edad, para los Caballos criollos colombianos (P1, “Trote y Galope”), (P2, “Trocha y Galope”), (P3, Trocha Colombiana”) y (P4, “Paso fino”). Tabla 2

Tabla 2.

Descripción estadística parámetro edad

VARIABLE	TRATAMIENTOS			
	P1	P2	P3	P4
EDAD	67.28,07 ± 38.539	67.37 ± 50.637	58.096 ± 46,505	48.70 ± 38,528

^{1/}Letras diferentes en la misma línea difieren ($P \leq 0,05$) de acuerdo con el test de Tukey

Al realizar el análisis estadístico se encontró diferencia significativa ($P < 0.05$) por encima del límite superior en cuanto al parámetro edad para los equinos correspondientes a los andares P3 “trocha colombiana” (193 meses de edad) y P4 “paso fino” (168 meses de edad), como se observa en la (Figura 2), así mismo para los andares P1 “Trote y galope” y P2 “Trocha y galope” no se observó diferencia significativa $P > 0.05$.

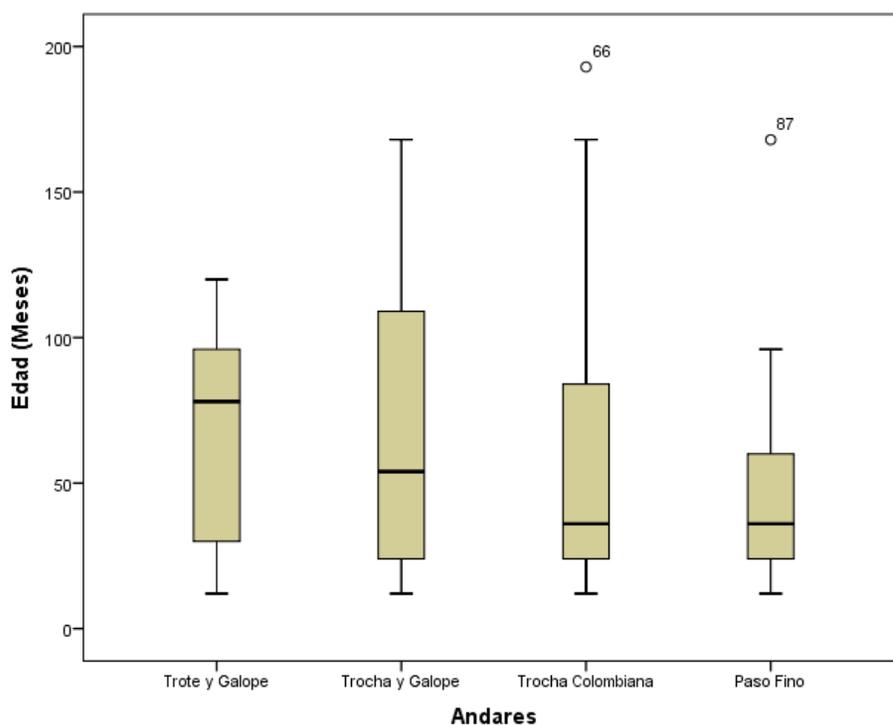


Figura 2. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el parámetro edad

Fuente: Rodríguez, 2019.

Tabla 3

Valores hematológicos por Edades máximas por andar

Andares	Edad meses	G. rojos /l	VCM fl	CHCM pg	HB g/L	HTO %	G. Blancos /L	LINF /L	MON /L	GRAN /L	PLT /L
P1	120	9.39	50.5	316	150	47.4	9.0	4.5	0.4	4.1	253
P2	168*	7.71	51.9	320	128	40.0	8.9	1.7	0.5	6.7	122
P3	193*	7.35	47.9	321	113	35.2	9.4	2.3	0.4	6.7	164
P4	168	7.26	52.1	312	118	37.8	7.9	1.9	0.4	5.6	198

Rangos (GR. 5.30-13 /L;) (VMC 36-55), (CHCM: 330-426), (HB: 108-150), (HTO: 28-46), (GB: 5-11), (LINF 1.4-5.6) (MON 0.2-0-8), (GRAN 2.8-6-8),(PLT 96-660

Autores como (McFarlane y cols., 2001), han destacado la influencia de la edad sobre el resultado de los parámetros hematológicos en las diversas razas equinas, estos se han realizado especialmente en potros desde el nacimiento hasta los cuatro años de edad, sin embargo, actualmente varios estudios realizados se han enfocado en animales considerados geriátricos, debido al aumento de estos en las poblaciones equinas (McFarkane y cols., 1998; Paradis, 2002).

Es considerado que animales de edad avanzada se caracterizan por tener por ejemplo un número de glóbulos rojos relativamente inferiores comparado con los de animales más jóvenes (Cebulj-Kadunc y cols., 2002), sin embargo, estudios realizados por Mc Farlane y cols (1998), han mostrado disminuciones en el conteo de los glóbulos rojos sin lograr diferencia estadística alguna.

En nuestro caso se encontró que hubo diferencia significativa por estadística para la edad de los equinos con edades comprendidas entre los 193 y 168 meses de edad, para los andares P3 “Trocha colombiana” y p4 “paso fino” respectivamente, por ser los animales más longevos del estudio, sin embargo, al realizar la comparación de las edades máximas de los otros andares P1 “trocha y galope” y P2 “trote y galope” (Tabla 3) y los valores hematológicos realizados, se puede observar que no hay alteración en la células correspondientes a la línea de los glóbulos blancos, número total de glóbulos rojos, Hematocrito, hemoglobina, volumen corpuscular medio, encontrándose la alteración solo en el parámetro concentración de la hemoglobina corpuscular media (CHCM) para estos valores máximos de edad.

Sin embargo, al realizar un análisis del total de las muestras (99), para el parámetro de edad (las cuales pueden apreciarse en el anexo 1), se encontró que existe alteración especialmente para el parámetro hemoglobina corpuscular media (CHCM), con un porcentaje del 83.83% (83 muestras del total) de los casos, sin distinción de edad, ya que se encontró alterado en animales

con edades comprendidas entre los 12 y los 193 meses de edad. Así mismo se encontró alteración en el parámetro correspondiente a glóbulos rojos en los cuales se encontró policitemia en el 12.12 % y 3.02% a de anemia de las muestras, sin distinción de edad entre los cuatro andares, por tanto, se puede concluir del estudio que no existe relación entre la edad y la disminución o aumento de los parámetros sanguíneos como los glóbulos rojos y la concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) y la edad, lo que concuerda con estudios realizados por otros autores quienes expresan que no existe una diferencia clara en los contajes diferenciales de células sanguíneas y la edad de los animales (Girardi et al., 2015).

7.2 Glóbulos rojos

Se observa un rango de resultados entre $5,30 \times 10^6/\mu\text{l}$ y $13,00 \times 10^6/\mu\text{l}$ para el conteo de eritrocitos en los 99 equinos muestreados en el presente trabajo, resultados que si bien tienen un rango superior un poco por encima de lo que reporta la revisión bibliográfica, se consideran normales, acorde con lo que reportan Arias y Pérez (2006), quienes encontraron un límite superior de $12,9 \times 10 \times 10^6/\mu\text{l}$ glóbulos rojos en un estudio realizado con equinos del hipódromo Los Comuneros en Guarne (Antioquia), en el cual el promedio de población eritrocitaria fue de $10'078.000$ G.R. por microlitro para caballos fondistas y un promedio de $10'085.050$ G.R. por microlitro en caballos Velocistas. En otro estudio realizado con equinos de andares similares a los del presente estudio por Castillo y colaboradores en el año 2010, encontraron un rango de $6,23 - 10,84 \times 10^6/\mu\text{L}$ eritrocitos.

Los resultados obtenidos para el número total de glóbulos rojos (/L) en este estudio, mostraron que se encontró mayor concentración de GR ($P \leq 0.05$) para el andar P3 “trocha colombiana” y en menor medida para el andar P2 “trocha y galope” en relación a los demás andares evaluados (Tabla 1). Sin embargo, no fue observada diferencia ($P \geq 0.05$) entre los andares P1 “Trote y galope” y P4 “paso fino”.

La mayor concentración de glóbulos rojos para el tratamiento P3 para el andar “trocha colombiana” mostro que se encontraron estadísticamente cuatro valores por encima del límite superior para las muestras 46, 71, 72, 76 como puede observarse en la Figura 3.

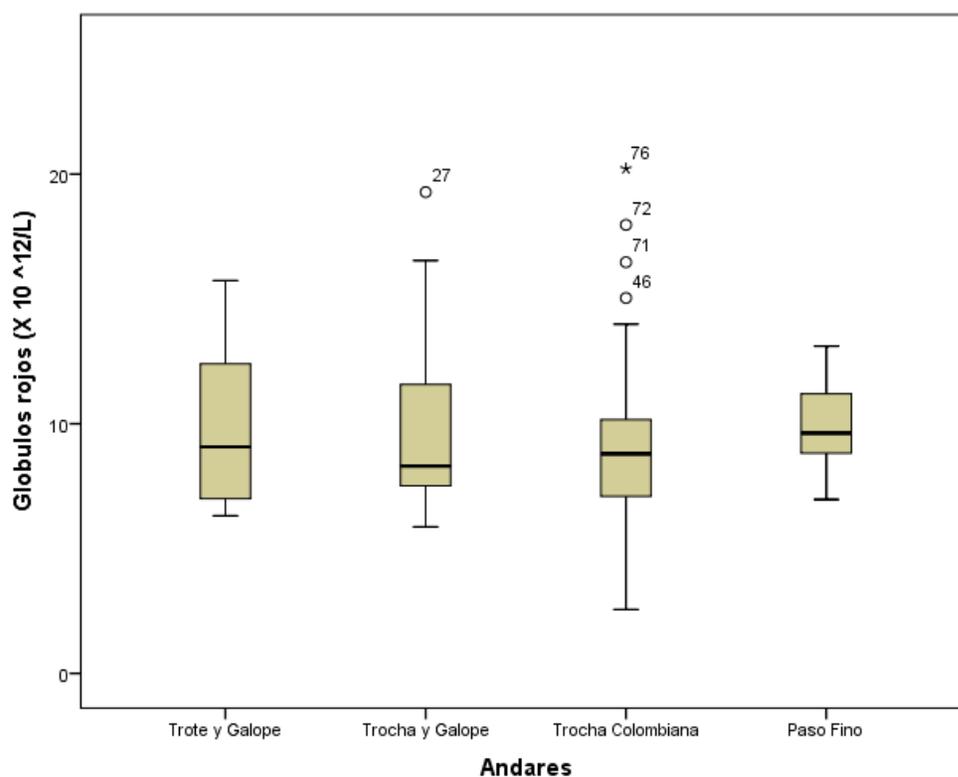


Figura 3. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de glóbulos rojos
Fuente: Rodríguez, 2019.

Así mismo se observó que de la totalidad de las muestras analizadas para Glóbulos rojos, tanto para los equinos que mostraron diferencia significativa por estadística como los que no hicieron parte de ella se plasmaron en la tabla 4, encontrándose que el 12.12 % (12 muestras) fueron asociadas a policitemias, siendo atribuido posiblemente este aumento al grado de excitación y estrés lo que conlleva a que se dé una contracción esplénica, inducida por la liberación de adrenalina, producida en los animales al extraer la muestra sanguínea tal y como lo describen autores como (Rose y Hodson, 1994; Nagata y cols, 1999). Esta policitemia es transitoria ya que puede apreciarse en la mayoría de los animales alterados para este parámetro, que se produjo el aumento del valor de los Glóbulos rojos, hematocrito y hemoglobina, sin cambio alguno en las demás células sanguíneas.

Tabla 4.

Resultado hematológico glóbulos rojos

Identificación	G, Rojos L	VCM fL	CHCM pg	HB g/L	HTO %
6 (P1)	13.43	49.1	330	221	65.9
10 (P1)	15.74	38.5	327	198	60.5
19 (P2)	16.54	50.6	340	285	83.6
27 (P2)	19.28	48.1	340	316	92.7
34 (P3)	13.7	48.9	331	222	66.9
46 (P3)	15.04	47.9	336	242	72
47 (P3)	13.99	43.2	431	206	60.4
50 (P3)	2.56	50.7	317	41	12.9
52 (P3)	4.66	48.4	320	72	22.5
63 (P3)	13.53	47.2	326	208	63.8
71 (P3)	16.47	50.8	326	273	83.6
72 (P3)	17.97	51.1	337	310	91.8
73 (P3)	3.55	43.2	313	48	15.3
76 (P3)	20.22	45.4	339	311	91.7
98 (P4)	13.11	39.3	299	154	51.5

Rangos (GR. 5.30-13 /L;) (VMC 36-55), (CHCM: 330-426), (HB: 108-150), (HTO: 28-46)

Los valores correspondientes a los equinos del andar P3 “trocha colombiana” (equino identificado con el número 50, mostro los niveles más bajos para el valor de los glóbulos rojos, hemoglobina y hematocrito, mostrando una anemia normocitica hipocromica (Tabla 4). De igual manera las muestras identificadas como 52 y 73 pertenecientes al andar P3, exhibieron procesos anémicos con índices eritrocitarios normociticos hipocrómicos lo cual indica que estos animales presentaban deficiencia de hierro, dos de estas muestras (50 y 73) mostraron resultado positivo para *Babesia sp*, como se observa en la Tabla 10, estos resultados coinciden con los realizados por autores como (Castellanos et al, 2010 y Malekifard et al 2014), quienes describen a *Babesia equi* como agente causal de anemias severas.

7.3 Hemoglobina y hematocrito

Las Figuras 4 y 5. muestran semejanza para los parámetros hemoglobina y hematocrito. Se encontró diferencia significativa en cuanto al valor de Hemoglobina y Hematocrito ($P < 0.05$) para los equinos que pertenecían a los andares “trocha y galope” y “trocha colombiana”. No fue observada diferencia ($P > 0.05$) entre los andares “trote y galope” y “paso fino”. (Tabla 1)

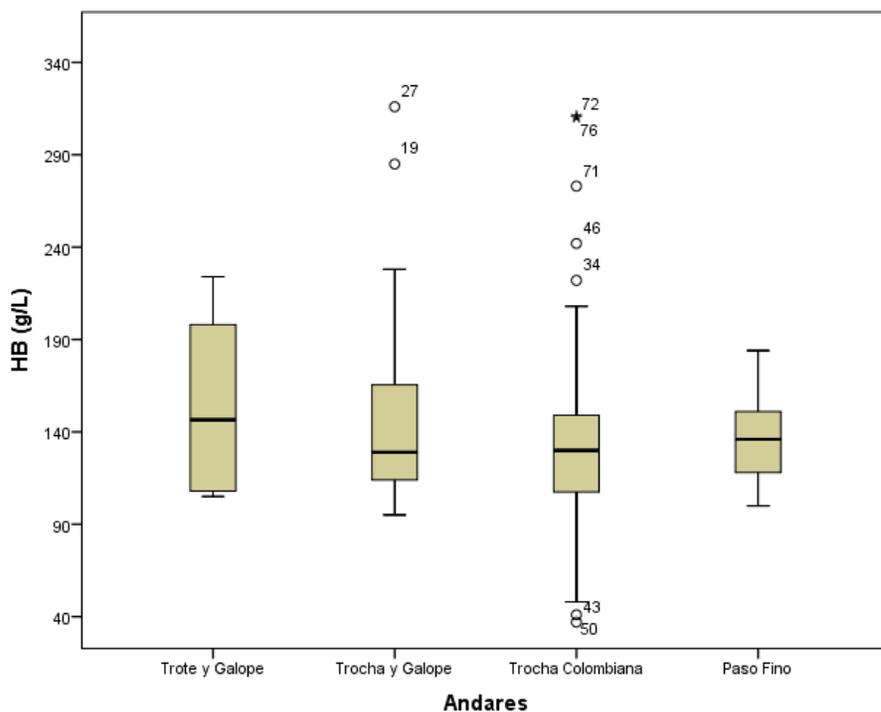


Figura 4. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de Hemoglobina

Fuente: Rodríguez, 2019.

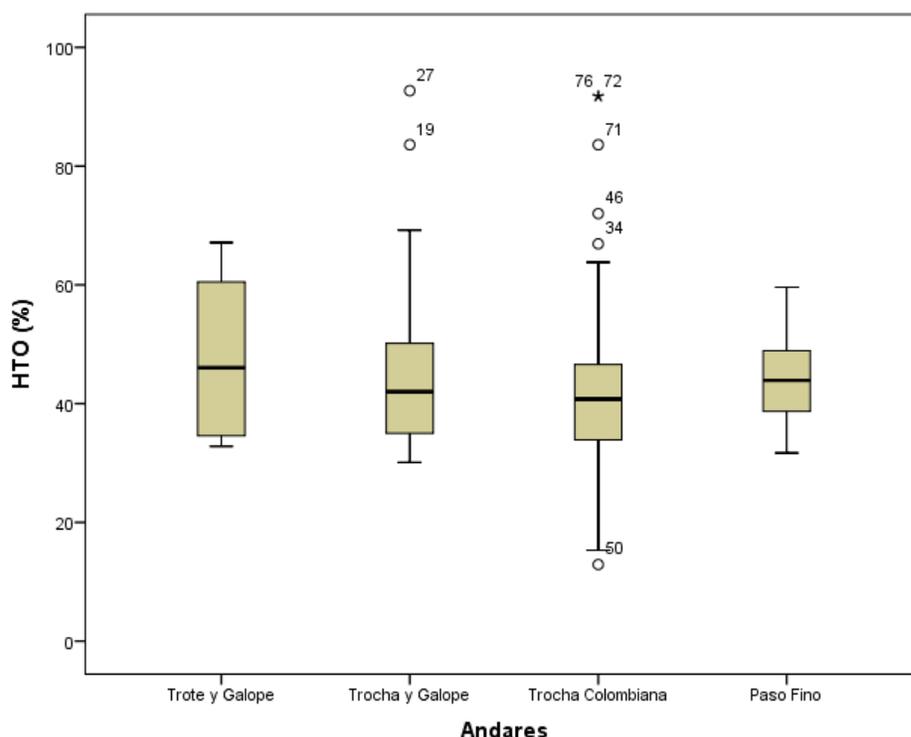


Figura 5. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de Hematocrito

Fuente: Rodríguez, 2019

Acorde con los resultados relacionados para los 99 equinos estudiados, se encuentra un rango de Hemoglobina donde el valor mínimo obtenido fue de $4,1 \times 10^6/\mu\text{l}$ y el valor máximo obtenido fue $22,3 \times 10^6/\mu\text{l}$. Resalta que hay un número de 11 equinos con niveles por debajo de 10 g/dl, que es el rango inferior de hemoglobina reportado por autores como Castillo *et al* (2010), quienes en un estudio realizado en el Valle de Aburrá Antioqueño, encontraron valores de Hb que oscilaron entre 10,5 y 16,4 g/dl; mientras que las investigadores Arias y Pérez encontraron en el año 2006 valores promedio de Hemoglobina de 16,6 g/dl para equinos fondistas y de 16 g/dl para equinos de velocidad estudiados en el municipio de Guarne (Antioquia). En Ecuador, en dos estudios separados realizados por el mismo grupo investigador encontraron los siguientes resultados: en caballos que fueron criados a menos de 500 m s.n.m.

hallaron valores de hemoglobina entre 8,59 y 14,87 g/dL (Luna *et al* (2018), mientras que en caballos criados a más de 3000 m s.n.m. encontraron unos valores de hemoglobina que osciló entre 11,4 – 18,4 g/dL (Izurieta *et al*, 2017)

Para nutrir la Discusión, podemos destacar que de esos 11 ejemplares con valores de hemoglobina inferiores a 10 g/dl, la mayoría concordaban con un cuadro clínico de anemia y un grado variable de infestación por ectoparásitos, así como los hallazgos en el extendido sanguíneo de hemoparásitos como *Babesia sp.*

En lo referente a los valores de hematocrito, encontramos valores que oscilan entre 12,9 y 66,9, con un promedio de 44,2, valor que está dentro del rango reportado por Kraft y Durr (2000), quienes indican que el hematocrito varía según el tipo de equino, siendo en caballo pura sangre de 35-50%, en caballos de trabajo de 33-45%, en caballo de deporte de 32-44% y en ponis de 30-40%. Sin embargo, es necesario tener presente que en esta investigación hubo 6 equinos que mostraron un comportamiento atípico con hematocrito mayor de 80 (este aumento puede ser debido posiblemente al estrés físico que se produce en los animales en el momento de la extracción de la muestra, el cual induce la liberación de catecolaminas, que puede potenciar aumento de células de la línea roja, sin cambio en las células de la línea blanca y plaquetas, tal como lo indica Nagata *et al*, (1999). Otro estudio realizado en nuestro país, conducido por Arias y Pérez (2006), encontró en caballos fondistas y velocistas del hipódromo de Guarne, un valor promedio de hematocrito de 50.2 en fondistas y un valor promedio de hematocrito, de 48.98 en los velocistas, mientras que en México, Izurieta *et al* (2017), encontraron un valor mínimo de hematocrito de 32,3 y uno máximo de 52,3 en caballos criados a más de 3000 m. s,n.m. en Ecuador. Y en el mismo país, para equinos criados a menos de 500 m s.n.m. se encontraron valores de Hematocrito que oscilaron entre 24,83 y 45,10 (Luna *et al*, 2018). Castillo *et al* en el

año 2010, encontraron valores de hematocrito para caballos del Valle de Aburrá, con un valor mínimo de 31 y un valor máximo de 49.

En lo referente a la Hemoglobina, el presente trabajo con los 99 equinos encontró valores que oscilaron entre 4,1 g/dl y 22,2 g/dl, que contrasta con los datos reportados por Castillo *et al* (2010), en el Valle de Aburrá Antioqueño, donde encontraron valores de Hb que oscilaron entre 10,5 y 16,4 g/dl; mientras que las investigadores Arias y Pérez encontraron en el año 2006 valores promedio de Hemoglobina de 16,6 g/dl para equinos fondistas y de 16 g/dl para equinos de velocidad estudiados en el municipio de Guarne (Antioquia). En Ecuador, en dos estudios separados realizados por el mismo grupo investigador encontraron los siguientes resultados: en caballos que fueron criados a menos de 500 m s.n.m. hallaron valores de hemoglobina entre 8,59 y 14,87 g/dL (Luna *et al* (2018), mientras que en caballos criados a más de 3000 m s.n.m. encontraron unos valores de hemoglobina que osciló entre 11,4 – 18,4 g/dL (Izurieta *et al*, 2017)

Los resultados de la totalidad de las muestras analizadas para los parámetros hemoglobina y hematocrito, tanto para los equinos que mostraron diferencia significativa por estadística como para los que no hicieron parte de ella, se observaron en la (Tabla 5), encontrándose en este estudio que el 12.12 % de las muestras se hallaron como policitemias, correspondientes entre estas, con el 7.07% a las muestras hematológicas pertenecientes al andar “trocha colombiana”, el 2.02 % al andar P1 para el andar” trote y galope”, así mismo el 2.02 % al andar P2 “trocha y galope”, y el 1.01 % para el andar paso fino, para los parámetros de hemoglobina y hematocrito, los cuales coinciden con los hallazgos encontrados para los valores de los glóbulos rojos mencionados anteriormente, este aumento se atribuyó al estrés que se produce en los animales en el momento de la extracción de la muestra, el cual induce la liberación de catecolaminas, tal y

como lo expresan autores como (Nagata y cols, 1999). Además, que solo se producen cambios en la línea roja, sin alteración significativa en las células de la línea blanca y plaquetas.

Estudios realizados por autores como (Lacerda et al 2006), reportaron valores de hematocrito superiores al rango de referencia para la especie equina, principalmente en caballos destinados a carreras, así mismo autores como (Poole y Erickson, 2011) plantearon que el número de glóbulos rojos en los caballos se encuentra influenciado por el bazo, ya que allí se secuestra temporalmente un numero células rojas y que estas pueden transferirse a la circulación sistémica en respuesta a la excitación o ejercicios de alta intensidad lo que conlleva al aumento del hematocrito sistémico hasta aproximadamente un 60 %, debido a la contracción esplénica. Sin embargo, en nuestro caso las muestras se tomaron cuando los animales se encontraban en reposo, lo que ratifica que el aumento en la línea roja se debió al estrés que presentaron los caballos durante la toma de la muestra.

Tabla 5.

Resultados valores hematológicos HB y HTO

Identificación	G, Rojos L	VCM fL	CHCM pg	HB g/L	HTO %
6 (P1)	13.43	49.1	330	221	65.9
10 (P1)	15.74	38.5	327	198	60.5
19 (P2)	16.54	50.6	340	285	83.6
27 (P2)	19.28	48.1	340	316	92.7
34 (P3)	13.7	48.9	331	222	66.9
43 (P3)	6.57	38.8	342	37	25.4
46 (P3)	15.04	47.9	336	242	72
47 (P3)	13.99	43.2	431	206	60.4
50 (P3)	2.56	50.7	317	41	12.9
52 (P3)	4.66	48.4	320	72	22.5
63 (P3)	13.53	47.2	326	208	63.8
71 (P3)	16.47	50.8	326	273	83.6
72 (P3)	17.97	51.1	337	310	91.8
73 (P3)	3.55	43.2	313	48	15.3
76 (P3)	20.22	45.4	339	311	91.7
98 (P4)	13.11	39.3	299	154	51.5

Rangos (GR. 5.30-13 /L.); (VMC 36-55), (CHCM: 330-426), (HB: 108-150), (HTO: 28-46)

Así mismo como se describió para el apartado de los glóbulos rojos, se encontró que el 3.03% de las muestras mostraron procesos anémicos de tipo normocítico hipocrómico, incluso en dos de ellas (50 y 73) (Tabla 5), causadas por el hemoparásito *Babesia sp.*, encontradas en extendido sanguíneo como puede observarse en la (Tabla 10). La deficiencia de nutrientes por parásitos se debe especialmente a la baja de los niveles de hierro circundante en el animal (McGrotty y Tennant, 2012).

7.4 Índice eritrocitario

6.4.1 Volumen corpuscular medio (VCM).

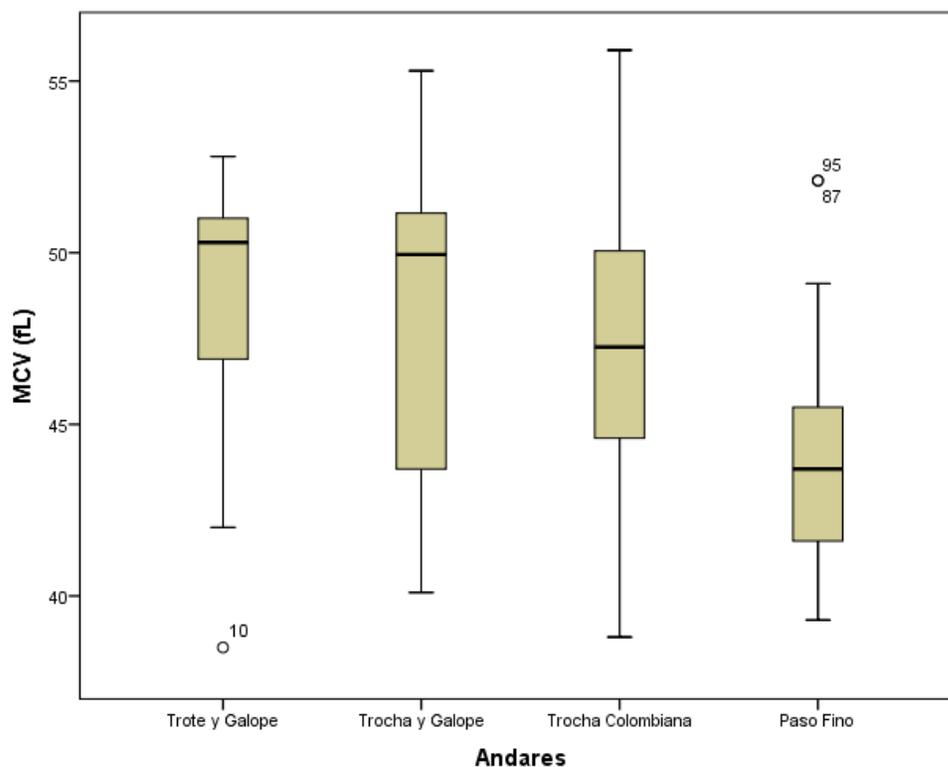


Figura 6. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor del Volumen corpuscular medio (VCM)

Fuente: Rodríguez, 2019.

La diferencia significativa ($P \leq 0.05$), se observó en los andares “paso fino” y “trote y galope”, como se aprecia en la Figura 6, se encontró que los valores para el volumen corpuscular medio sobre el límite superior se denotaron para los equinos clasificados con numeración 87 y 95 (Tabla 6), sin embargo, al realizar la fórmula del índice eritrocitario para los valores enunciados, se encontró que el VCM se encuentra dentro del rango de tamaño normal (normocíticos).

Estudios realizados por (Bolger coby 2003), describen que un valor de VCM aceptable estaría entre 43 y 50, e indicarían el buen funcionamiento de la medula ósea, lo cual concuerda

con el resultado obtenido en esta investigación ya que tanto para el numeral 87 como el 95 (Tabla 6), se encuentran cerca al rango descrito por los autores, ya que el valor encontrado para el VCM en este estudio es de 52.1. Por otro lado, se encontró que al valor obtenido para el animal identificado con el numeral 10 perteneciente al andar (P1), aunque se encuentra dentro del rango establecido como normocítico, se encuentra por debajo de la media, sin embargo al observar los resultados para los parámetros en la tabla 6, nos mostró que la anemia para este caso es normocítica hipocromica, lo cual es incidido de que este animal puede estar empezando a presentar deficiencia de vitamina B6, ácido fólico, niacina o incluso hierro, tal como lo describen otros autores, los cuales describen que valores de VCM cercanos a 45 podrían indicar la deficiencia de estos factores nutricionales (Bolger coby 2003).

Sin embargo, para este parámetro, los animales identificados con la numeración 16 (P2) y 38 (P3) pertenecientes al andar “Trocha y galope” tenían índice eritrocitario para VCM, por encima del rango superior, aunque ligeramente aumentado como puede observarse en la Tabla 6, indicando que es una anemia macrocítica hipocromica. Se considera que estos eritrocitos de mayor tamaño y baja concentración de hemoglobina, suelen presentarse por deficiencia en la ingestión o absorción inadecuada de cobalto, B12 y ácido fólico, siendo un parámetro útil en el diagnóstico de las anemias, ya que además del déficit nutricional pueden presentarse por la presencia de parasitosis o procesos inflamatorios. (McGrotty y Tennant, 2012).

Tabla 6.

Resultados hematológicos VCM

Identificación	G, Rojos L	VCM fL	CHCM pg	HB g/L	HTO %
10 (P1)	15.74	38.5	327	198	60.5
16 (p)	12.53	55.3	329	228	69.2
38	8.42	55.9	323	152	47.0
87 (P3)	7.26	52.1	312	118	37.8
95 (P4)	11.45	52.1	253	151	59.6

Rangos (GR. 5.30-13 /L;) (VMC 36-55), (CHCM: 330-426), (HB: 108-150), (HTO: 28-46)

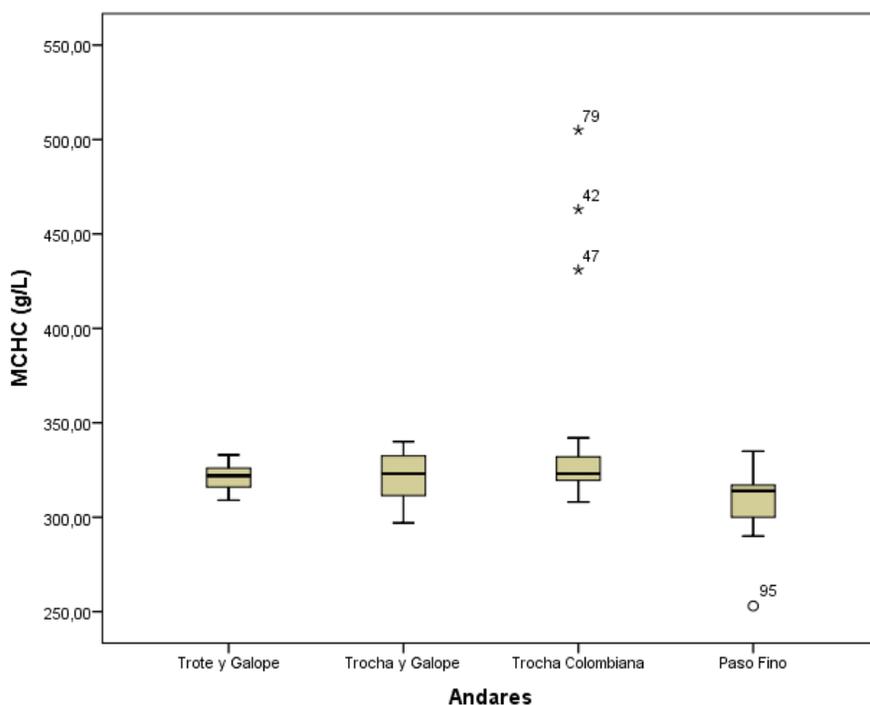
7.4.1 Concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM).

Figura 7. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicadores de significancia para el valor del Concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM)

Fuente: Rodríguez, 2019.

Para este parámetro se encontraron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) como se observa en la Figura 7, en el andar “trocha colombiana”, encontrándose estos sobre el límite superior, los

equinos designados con la numeración (42, 47, 79) (Tabla 7), estos se caracterizaron por tener la concentración de hemoglobina corpuscular por encima del rango superior caracterizándose como hipercrómicas, sin ningún otro cambio en los demás valores hemáticos. Es de destacar que las hipercromías verdaderas no existen, estos valores por encima del rango establecido como normal indican que hay mucha hemoglobina circundante producto del hemolisis del glóbulo rojo, lo cual en nuestro caso lo relacionamos con la presencia de hemoparásitos ya que estos animales fueron positivos a la presencia de *Babesia sp* (Tabla 10). Por otro lado, en el andar “paso fino” y “trote y galope” se establecieron los resultados sobre el índice inferior, observándose que, aunque los equinos (4 y 95) (Tabla 7), no muestran anemia por disminución en el número de glóbulos rojos, si se existe anemia por índice eritrocitario al aplicar la formula, caracterizándose los glóbulos rojos como hipocrómicos, lo cual indica déficit nutricional por falta de hierro, ácido fólico o vitaminas del complejo B (Bolger coby 2003).

Es de resaltar que el 77.77% de los resultados para índice eritrocitario concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM), mostraron resultados para anemia por índice eritrocitario, clasificadas como normociticos hipocrómicas, para los cuatro andares, encontrándose P1 (12.12%), para el P2 (12.12%), el P3 (37.37%) y el P4(16-16%).

Tabla 7.

Resultados Hematológicos significativos para CHCM

Identificación	G. rojos /l	VCM fl	CHCM pg	HB g/L	HTO %
4 (P1)	8.77	51.0	16.3	143	44.7
42 (P3)	8.13	46.3	463	124	37.6
79 (P3)	8.82	54.3	505	146	47.8
47 (P3)	13.99	43.2	43.1	206	60.4
95 (P4)	11.45	52.1	253	151	59.6

Rangos (GR: 5.30-13 /L;) (VMC 36-55), (CHCM: 330-426), (HB: 108-150), (HTO: 28-46)

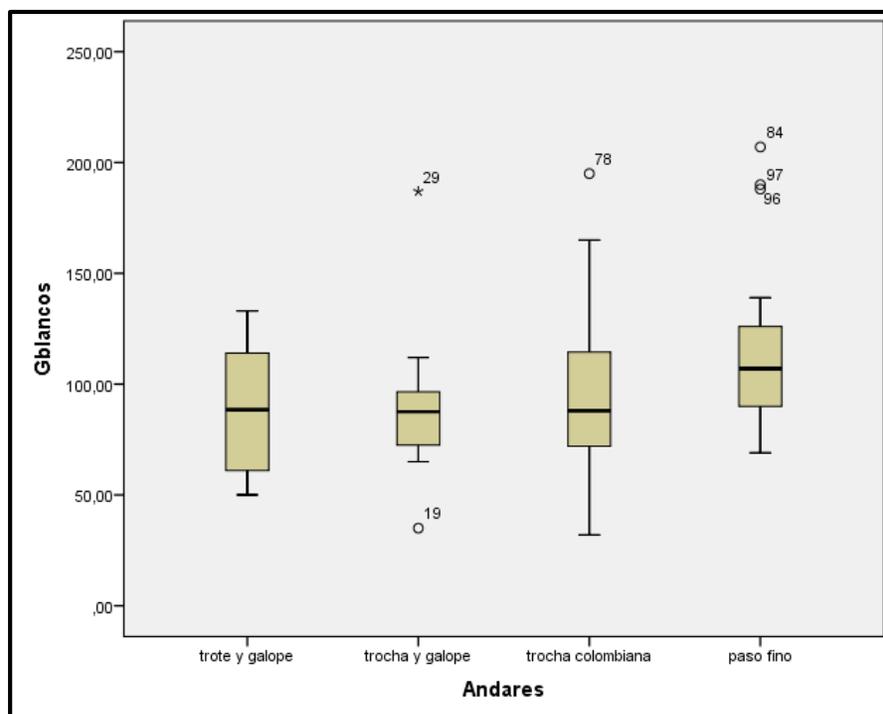
7.5 Glóbulos blancos

Figura 8. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de Glóbulos blancos

Fuente: Rodríguez, 2019.

En cuanto a la diferencia significativa ($P \leq 0.05$), tal y como se observa en la (Figura 8), se encontro en los andares “trocha y galope”, “trocha colombiana” y “paso fino” los cuales

mostraron diferencias así: para el andar “trocha y galope” se encontró por debajo del límite inferior, al observar los resultados se observó, que el equino identificado con el número 19 (tabla 8), presentaba policitemia posiblemente por estrés al momento de extraer la muestra sanguínea, ya que el índice eritrocitario encontrado es normocito hiperclorémico, indicando como se mencionó anteriormente que existe un proceso hemolítico ya que hay mucha hemoglobina libre en el suero, por otro lado al observar los resultados de la línea blanca se observa que hay un proceso inflamatorio crónico ya que se presenta leucocitosis, con linfopenia, monocitopenia y neutropenia, posiblemente por hemoparasitosis, ya que aunque microscópicamente no se observó presencia de estos, este animal sí presentó presencia de garrapatas. Respecto a estos resultados autores describen que los casos agudos de enfermedad por hemoparasitos como *Babesia equi*, se pueden alcanzar niveles altos de parasitemia resultando en una crisis hemolítica (APHIS,2010).

En cuanto a los valores encontrados sobre el límite superior para los animales identificados como 29, 78, 97 (Tabla 8), presentaban leucocitosis con linfocitosis y neutrofilia posiblemente por procesos inflamatorios. Autores como (Carrick y Begg, 2008) describieron que el ejercicio intenso y de corta duración puede aumentar la producción de leucocitos; sin embargo, en este caso los animales al momento de tomar la muestra se encontraban en reposo.

Los animales identificados como 84 y 96 (Tabla 8), mostraron leucocitosis, linfocitosis y neutrofilia, es de destacar que en estos animales fueron positivos para la presencia de hemoparasitos (*Babesia sp*) en extendido sanguíneo (Tabla 10), además que la anemia que presentaron fue normocítica hipocromica, indicando la falta de nutrientes especialmente el hierro y el proceso inflamatorio producto de la infestación por garrapatas, tal como lo describe (Escobar,2008), inducidos posiblemente por la presencia de hemoparasitos.

Tabla 8.

Resultados hematológicos glóbulos blancos

Identificación	G. Rojos	VCM	CHCM	HB	HTO %	G. Blancos	LINF	MON	GRAN
10	15.74	38.5	327	198	60.5	13.3	8.2	0.7	4.4
11	7.58	50.1	311	118	37.9	11.4	5.8	0.6	5.0
19	16.54	50.6	340	285	83.6	3.5	1.1	0.1	2.3
29	8.46	51.7	297	130	43.7	18.7	9.8	0.8	8.1
78	7.04	39	321	88	27.4	19.5	12.1	0.9	6.5
84	10.31	42.6	309	136	43.9	20.7	9.2	1.1	10.4
86	8.99	43.1	317	123	38.7	13.9	3.5	0.8	9.6
96	8.82	44.7	296	117	39.4	19	11.6	0.6	6.8
97	12.38	40.6	300	151	50.2	18.8	12.4	0.7	5.7

Rangos (GR. 5.30-13 /L;) (VMC 36-55), (CHCM: 330-426), (HB: 108-150), (HTO: 28-46), (GB: 5-11), (LINF 1.4-5.6) (MON 0.2-0-8), (GRAN 2.8-6-8).

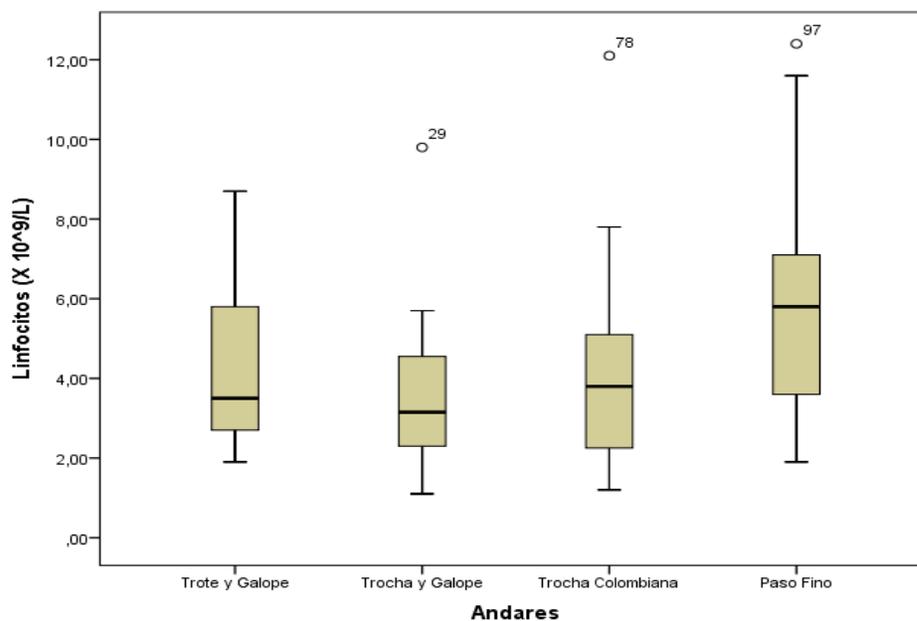
7.6 Linfocitos

Figura 9. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de los linfocitos

Fuente: Rodríguez, 2019

Se encontro diferencia significativa ($P \leq 0.05$), tal y como se observa en la (Figura 9), en los andares “trocha y galope”, “trocha colombiana” y “paso fino”, encontrándose por encima del límite superior, dentro de estos se encontraron los animales identificados con la numeración 29, 78 y 97 (Tabla 8), el análisis indica que estos animales presentaron además de la linfocitosis, anemias por índice eritrocitario clasificadas como normociticos hipocrómicas, con proceso inflamatorio ya que presentaron leucocitosis, con linfocitos y granulocitosis, en estos animales no se encontró evidencia de hemoparásitos, sin embargo si alguna vez estuvieron infestados con garrapatas.

7.7 Granulocitos

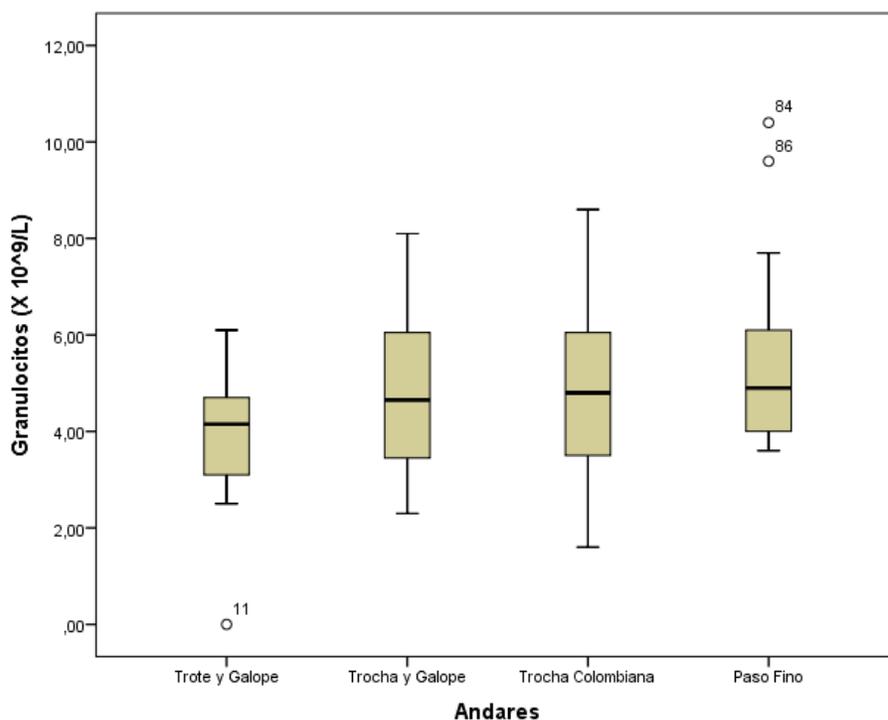


Figura 10. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicativos de significancia para el valor de las células granulocíticas

Fuente: Rodriguez, 2019.

La diferencia significativa ($P \leq 0.05$) para las células granulocíticas solo se observó en el andar “paso fino”, (Figura 10), encontrándose aumento de los valores granulocitos para los equinos designados con numeral 84 y 86 (Tabla 8). En el caso del equino designado con numeral 84 al correlacionar los valores con los demás parámetros se encuentra que presenta una leucocitosis, con linfocitosis, monocitosis y granulocitosis, indicando que existe un proceso por inflamación crónica, al igual que el establecido con el numeral 86 que muestra una leucocitosis con granulocitosis, como respuesta ante un antígeno invasor como mecanismo de defensa para salvaguardar el organismo (Tizard, 2009). Esta respuesta posiblemente ante la reacción por la presencia de *Babesia sp*, ya que fueron animales que se establecieron como positivos a la presencia del hemoparásito (Tabla 10). Además, que presentaron anemia por índice eritrocitario normocítica hipocromica. Así mismo el identificado con el numeral 11 (Tabla 8), presento anemia por índice eritrocitario normocítico hipocrómico, además de presentar leve leucocitosis con ligera con linfocitosis, sin embargo, en este animal no se observó presencia de hemoparásitos por frotis sanguíneo.

7.8 Monocitos

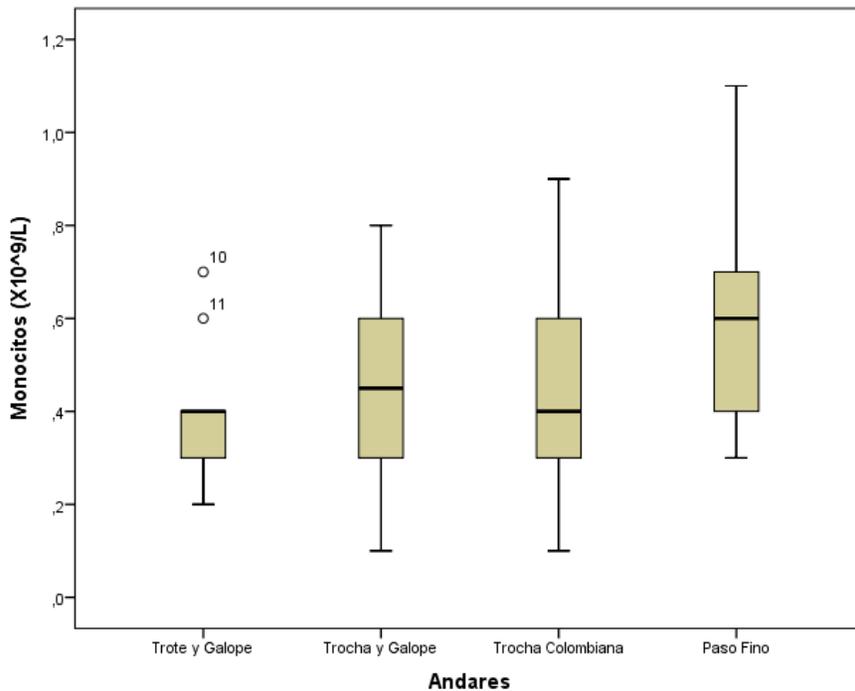


Figura 11. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicadores de significancia para el valor de las células monocíticas

Fuente: Rodríguez, 2019.

En las células monocíticas se observó diferencia significativa ($P \leq 0.05$), en el andar “trote y galope” para los equinos representados con el numeral 10 y 11 (Figura 11), sin embargo, al ver los valores para las células monocíticas de estos dos parámetros puede observarse que se encuentran dentro del rango establecido como normal (Tabla 8).

7.9 Plaquetas

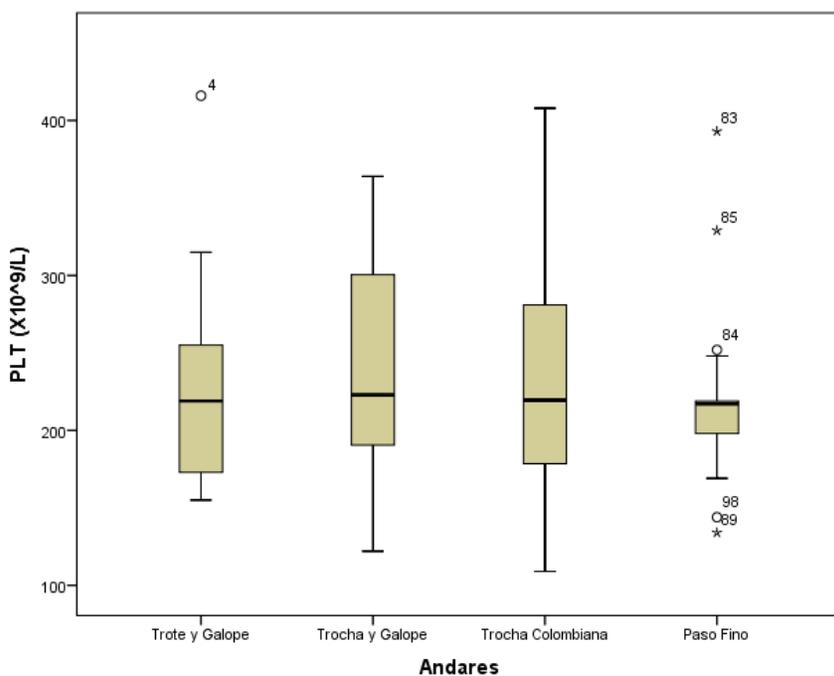


Figura 12. Medias, desviación estándar en los 99 caballos criollos colombianos, e indicadores de significancia para el valor de las plaquetas

Fuente: Rodríguez, 2019.

En la presente investigación con 99 equinos del área metropolitana de Cúcuta, se encontraron valores que oscilan entre 109.000 y 408.000 plaquetas/ μ l lo que concuerda con Luna *et al*, (2017) quienes en Ecuador en otro estudio conducido con equinos criados a menos de 500 m s.n.m. hallaron un recuento plaquetario con un rango entre 78.100 y 314.900 / μ L, también en nuestro país, Castillo *et al* (2010) hallaron valores de Plaquetas que oscilaron entre 85.000 y 451.000/ μ L en un estudio con equinos del Valle de Aburrá, a su vez las investigadoras Arias y Pérez en el año 2006 determinaron valores de plaquetas con promedio de 162.150 en caballos velocistas y de 296.700 en caballos fondistas.

En el análisis estadístico para las plaquetas se encontró que la diferencia significativa ($P \leq 0.05$) se indicó en los andares “paso fino” y trote y galope (Figura 12), donde se puede observar que los equinos identificados con numeral 84, 83 y 85 se encontraron por encima del límite superior, al igual el numeral 4 del andar “trote y galope” sin embargo al consultar los valores de plaquetas para estos equinos encontramos que se encuentran dentro del rango normal (Tabla 9).

Los equinos designados con numeral 89 y 98 mostraron diferencia significativa ($P \leq 0.05$) ya se encuentran por debajo del límite inferior. Al observar los resultados para estos numerales se encontró que, aunque muestra diferencia significativa estadísticamente, se encuentran sobre el rango normal para este parámetro (Tabla 9).

Tabla 9.

Resultado hematológico plaquetas

Identificación	Plaquetas L
4	416
83	393
84	252
85	329
89	134
98	144

Rango (PLT 96-660)

En este sentido, en un estudio conducido por Arias y Pérez en 2010, encontraron un promedio de leucocitos de 7.155/ μl en caballos velocistas del hipódromo Los Comuneros de Guarne (Antioquia), y un promedio de 7.325 en caballos fondistas del mismo hipódromo. En una región vecina, el valle de Aburrá, Castillo y colaboradores (2010), encontraron valores leucocitarios con un rango inferior de 5.235 G.B./ μl y un rango superior de 12.141 G.B./ μl .

Izurieta et al (2017), encontraron valores de Glóbulos blancos con un rango entre 4.800 a 12.000 G.B./ μ l en un estudio realizado en caballos criados a más de 3000 metros sobre el nivel del mar. Mientras que Luna et al (2018) realizaron un estudio similar, pero con equinos criados a menos de 500 metros sobre el nivel del mar encontrando valores glóbulos blancos con un rango de 5.640 a 12.810/ μ L

7.10 Hemoparásitos

Al realizar el frotis sanguíneo se pudo establecer la presencia de hemoparásitos para algunas de las muestras obtenidas de los equinos objeto de estudio como se observa en la Tabla 10.

Tabla 10.

Resultados de valores hematológicos positivos para Babesia sp.

Identificación	G. Rojos	MCV	MCHC	HB	HTO %	G. Blancos	LINF	MON	GRAN	PLT
15	7.52	50.4	316	120	37.9	8.8	2.2	0.3	6.3	233
24	5.87	52.1	311	95	30.5	6.7	2.4	0.3	4	165
36	8.4	51.8	321	108	43.5	8.2	2.6	0.2	5.4	289
41	7.76	49.8	321	124	38.6	6.5	2.3	0.3	3.9	299
42	8.13	46.3	463	124	37.6	8.9	3	0.4	5.5	276
43	6.57	38.8	342	37	25.4	11.8	4.7	0.7	6.4	186
47	13.99	43.2	431	206	60.4	5.7	2	0.4	3.3	123
50	2.56	50.7	317	41	12.9	9.3	2.1	0.5	6.7	278
51	784	44.6	326	114	34.9	8.3	4.1	0.3	3.9	296
55	8.98	47.9	320	138	43	10.8	3.3	0.6	6.9	187
57	8.82	44.3	323	126	39	8.8	2.5	0.5	5.8	158
60	6.11	43.6	312	83	26.6	11.7	5.1	0.6	6	297
70	8.77	51.5	319	144	45.1	8.7	2.7	0.4	5.6	319
71	16.47	50.8	326	273	83.6	4.8	1.5	0.3	3	175
72	17.97	51.1	337	310	91.8	3.2	1.4	0.2	1.6	120
73	3.55	43.2	313	48	15.3	11.9	5.6	0.6	5.7	197
74	8.78	48.1	308	130	42.2	8.8	4.7	0.6	3.5	308
75	10.69	41.7	312	139	44.5	16.5	7.8	0.8	7.9	225

76	20.22	45.4	339	311	91.7	5.7	2.2	0.3	3.2	165
77	10.06	45.6	312	143	45.8	13.9	5.9	0.7	7.3	341
79	8.82	54.3	505	146	47.8	9.4	5.1	0.4	3.9	228
80	12.26	47.3	319	185	57.9	8.7	3.7	0.4	4.6	282
84	10.31	42.6	309	136	43.9	20.7	9.2	1.1	10.4	252
86	8.99	43.1	317	123	38.7	13.9	3.5	0.8	9.6	193
90	9.63	42.7	325	148	45.4	6.9	2	0.3	4.6	199
96	8.82	44.7	296	117	39.4	19	11.6	0.6	6.8	219

Fuente: Rodríguez, 2019.

Al examinar los frotis sanguíneos de las 99 muestras analizadas, mediante el examen microscópico de frotis sanguíneo, se encontró que el 26.26 % de los animales muestreados, presentaron formaciones intraeritrocíticas compatibles con *Babesia sp*, como se observa en la Figura 13.



Figura 13. Inclusiones *Babesia sp*
Fuente: Rodríguez, 2019.

La anemia se considera que es uno de los principales síndromes a tratar en la piroplasmosis equina. Al analizar los parámetros hematológicos se encontró que el 20.20% de las muestras se encontraron con anemias por índice eritrocitario dando como resultado normocíticos

hipocrómicas, lo cual indica déficit nutricional por falta de hierro o vitaminas del complejo B, tal como lo indican estudios realizados por (Bolger, 2003).

El 3.03% de las muestras (42, 47, 79), exhibieron anemia por índice eritrocitario de tipo normocítico hiperocrómicas debido al hemólisis causada por la presencia de *Babesia sp*, tal y como lo reportan autores como Sumbria et al., 2017. Así mismo 3.03 % de las muestras positivas para el hemoparásito *Babesia sp*, se observó que presentaron valores de volumen corpuscular medio (VCM) y concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) entre los valores descritos como fisiológicos para la especie por lo que se describieron como anemias normocíticas normocrómicas, tal como lo describen estudios realizados por (Cowell 2001)

Los resultados obtenidos son compatibles los descritos por otros autores, que emplearon el examen microscópico para el diagnóstico de hemoparásitos (Malekifard et al. 2014; Grause et al 2013), sin embargo, es importante resaltar que esta técnica solo detecta la infección en la forma clínica de la piroplasmosis equina, al presentarse alto nivel de parásitos en sangre, por lo que deben corroborarse con otras pruebas como Elisa o PCR para identificar portadores. (Grause et al. 2013).

Al correlacionar los valores obtenidos para los equinos señalados con los números 84 y 96 (tabla2) se pudo observar que presentan anemia, además de presentar respuesta leucocitaria inflamatoria y resultado positivo para *Babesia equi* por frotis sanguíneo, lo que concuerda con estudios realizados por (Escobar,2008).

Anexo 1. Valores hematológicos de los cuatro andares

#	paso	ANIMAL	ESPECIE	EDAD MESES	SEXO	G,ROJOS	MCV	MCHC	HB	HTO %	G,BLANCOS	LINF	MON	GRAN	PLT
1	1	ORQUIDEA	EQUINA	72	HEMBRA	6.32	51.9	320	105	32.8	10.6	4.6	0.4	5.6	229
2	1	REINA	EQUINA	36	HEMBRA	6.74	49.4	325	108	33.2	5.0	3.1	0.3	4.7	264
3	1	SOCRATES	EQUINA	60	MACHO	6.94	51.0	325	115	35.3	6.1	3.0	0.4	2.7	172
4	1	DOCTORA	EQUINA	96	HEMBRA	8.77	51.0	16.3	143	44.7	8.6	2.7	0.4	5.5	416
5	1	MUÑECA	EQUINA	84	HEMBRA	10.11	50.8	321	165	51.3	8.8	2.4	0.3	6.1	209
6	1	BABIECA	EQUINA	84	HEMBRA	13.43	49.1	330	221	65.9	5.6	2.9	0.2	2.5	172
7	1	CLEOPATRA	EQUINA	108	HEMBRA	12.81	52.4	333	224	67.1	5.2	1.9	0.2	3.1	155
8	1	VANESCA	EQUINA	30	HEMBRA	7.00	46.9	326	107	32.8	6.2	2.6	0.3	3.3	173
9	1	CAPRICA	EQUINA	120	HEMBRA	11.60	52.8	323	198	61.2	8.9	3.9	0.4	4.6	187
10	1	MACARENA	EQUINA	12	HEMBRA	15.74	38.5	327	198	60.5	13.3	8.2	0.7	4.4	186
11	1	CASCABELERA	EQUINA	84	HEMBRA	7.58	50.1	311	118	37.9	11.4	5.8	0.6	5.0	255
12	1	AGUA VIVA	EQUINA	120	HEMBRA	9.39	50.5	316	150	47.4	9.0	4.5	0.4	4.1	253
13	1	FRAGANCIA	EQUINA	24	HEMBRA	12.40	44.0	317	173	54.5	12.0	7.4	0.4	4.2	250
14	1	SOBERANO	EQUINA	12	MACHO	8.24	42.0	309	107	34.6	12.9	8.7	0.4	3.8	315
15	2	ORQUIDEA N	EQUINO	132	HEMBRA	7.52	50.4	316	120	37.9	8.8	2.2	0.3	6.3	233
16	2	PROTAGONISTA	EQUINO	132	HEMBRA	12.53	55.3	329	228	69.2	7.6	1.6	0.3	5.7	201
17	2	REDENCION	EQUINO	84	MACHO	7.35	43.7	336	108	32.1	6.5	2.9	0.3	3.3	301
18	2	ARROGANTE	EQUINO	84	MACHO	7.87	49.9	326	128	39.2	9.5	3.3	0.5	5.7	216
19	2	SELECTA	EQUINO	36	HEMBRA	16.54	50.6	340	285	83.6	3.5	1.1	0.1	2.3	189
20	2	SENSACIONAL	EQUINO	60	MACHO	6.41	50.0	325	104	32.0	8.6	5.1	0.4	3.1	213
21	2	DIJE	EQUINO	32	MACHO	11.87	43.1	338	173	51.1	6.9	3.7	0.3	2.9	327
22	2	GALATEA	EQUINO	24	HEMBRA	7.52	40.1	325	98	30.1	8.7	4.5	0.6	3.6	230
23	2	PARADIGMA	EQUINO	168	HEMBRA	7.71	51.9	320	128	40.0	8.9	1.7	0.5	6.7	122
24	2	SILUETA	EQUINO	122	HEMBRA	5.87	52.1	311	95	30.5	6.7	2.4	0.3	4.0	165
25	2	MONEDA	EQUINO	96	HEMBRA	8.15	49.7	306	124	40.5	9.8	4.5	0.5	4.8	300
26	2	LLUVIA	EQUINO	48	HEMBRA	9.13	50.5	312	144	46.1	9.3	2.6	0.6	6.1	250
27	2	GITANA	EQUINO	24	HEMBRA	19.28	48.1	340	316	92.7	7.7	3.0	0.2	4.5	142

28	2	MAÑANERA	EQUINO	12	HEMBRA	10.21	42.7	308	134	43.5	11.2	4.6	0.6	6.0	192
29	2	SALOME	EQUINO	12	HEMBRA	8.46	51.7	297	130	43.7	18.7	9.8	0.8	8.1	364
30	2	CONQUISTADORA	EQUINO	12	HEMBRA	11.28	43.7	321	158	49.2	10.8	5.7	0.6	4.5	327
31	3	TANGUITA	EQUINO	24	HEMBRA	7.75	50.5	322	126	39.1	6.8	1.7	0.3	4.8	238
32	3	CATADOR	EQUINO	32	MACHO	8.88	46.0	340	139	40.8	11.4	4.9	0.4	6.1	153
33	3	PRESAGIO	EQUINO	36	MACHO	9.68	42.1	336	137	40.7	9.6	5.1	0.4	4.1	266
34	3	CONSENTIDA	EQUINO	84	HEMBRA	13.70	48.9	331	222	66.9	12.0	5.9	0.3	5.8	217
35	3	FANTASIA	EQUINO	48	HEMBRA	8.82	52.4	320	148	46.2	7.0	3.3	0.2	3.5	253
36	3	SOBERBIA	EQUINO	120	HEMBRA	8.40	51.8	321	108	43.5	8.2	2.6	0.2	5.4	289
37	3	LEJENDARIO	EQUINO	36	MACHO	7.15	49.6	333	118	35.4	7.3	3.9	0.3	3.1	242
38	3	ELEGIDO	EQUINO	36	MACHO	8.42	55.9	323	152	47.0	4.7	1.8	0.1	2.8	198
39	3	INQUIETANTE	EQUINO	24	HEMBRA	9.11	44.6	320	130	40.6	8.6	4.7	0.4	3.5	408
40	3	TORMENTO	EQUINO	168	MACHO	10.85	50.6	311	171	54.9	7.7	1.6	0.2	5.9	249
41	3	CRISTINA	EQUINO	144	HEMBRA	7.76	49.8	321	124	38.6	6.5	2.3	0.3	3.9	299
42	3	GRACIA	EQUINO	120	HEMBRA	8.13	46.3	463	124	37.6	8.9	3.0	0.4	5.5	276
43	3	CHACON	EQUINO	12	MACHO	6.57	38.8	342	37	25.4	11.8	4.7	0.7	6.4	186
44	3	INOCENCIA	EQUINO	60	HEMBRA	6.82	47.2	320	103	32.1	7.6	4.1	0.4	3.1	125
45	3	VENDETA	EQUINO	48	HEMBRA	6.91	47.1	329	107	32.5	9.0	1.2	0.4	7.4	178
46	3	CALIPSO	EQUINO	36	MACHO	15.04	47.9	336	242	72.0	4.7	1.7	0.2	2.8	148
47	3	FOGONAZO	EQUINO	36	MACHO	13.99	43.2	431	206	60.4	5.7	2.0	0.4	3.3	123
48	3	ARMONIA	EQUINO	24	HEMBRA	8.89	44.3	323	127	39.3	7.8	5.4	0.4	2.0	280
49	3	OSIRIS	EQUINO	24	HEMBRA	10.62	45.4	336	162	48.2	10.0	4.6	0.6	4.8	179
50	3	PRIVILEGIO	EQUINO	48	MACHO	2.56	50.7	317	41	12.9	9.3	2.1	0.5	6.7	278
51	3	LIRICA	EQUINO	36	HEMBRA	7.84	44.6	326	114	34.9	8.3	4.1	0.3	3.9	296
52	3	AMARANTA	EQUINO	84	HEMBRA	4.66	48.4	320	72	22.5	13.6	5.2	0.6	7.8	212
53	3	ILUSION	EQUINO	84	MACHO	6.73	47.1	313	99	31.6	7.1	3.5	0.3	3.3	283
54	3	MARACUCHA	EQUINO	84	HEMBRA	6.63	47.3	335	105	31.3	6.6	1.8	0.4	4.4	109
55	3	PLEGARIA	EQUINO	60	HEMBRA	8.98	47.9	320	138	43.0	10.8	3.3	0.6	6.9	187
56	3	JEREZ	EQUINO	36	MACHO	6.68	42.7	333	95	28.5	14.0	5.4	0.9	7.7	196
57	3	ESCORPION	EQUINO	36	MACHO	8.82	44.3	323	126	39.0	8.8	2.5	0.5	5.8	158

58	3	RASPUTIN	EQUINO	24	MACHO	6.24	45.3	312	88	28.2	11.5	6.0	0.6	4.9	293
59	3	DIPLOMATICO	EQUINO	24	MACHO	8.31	43.6	325	118	36.2	8.7	4.9	0.5	3.3	214
60	3	LUJOSO	EQUINO	12	MACHO	6.11	43.6	312	83	26.6	11.7	5.1	0.6	6.0	297
61	3	CAPRICORNIO	EQUINO	168	MACHO	8.34	48.2	321	129	40.1	4.7	1.2	0.2	3.3	219
62	3	DIAMANTE	EQUINO	24	MACHO	10.28	47.1	326	158	48.4	9.5	5.4	0.5	3.6	266
63	3	FOGATA	EQUINO	24	HEMBRA	13.53	47.2	326	208	63.8	6.7	1.9	0.4	4.4	218
64	3	PRINCESA	EQUINO	24	HEMBRA	9.63	47.6	327	150	45.8	7.4	2.6	0.4	4.4	186
65	3	CONQUISTADORA	EQUINO	156	HEMBRA	6.70	49.2	319	105	32.9	7.5	3.0	0.2	4.3	301
66	3	VALERIA	EQUINO	193	HEMBRA	7.35	47.9	321	113	35.2	9.4	2.3	0.4	6.7	164
67	3	ESTEFANIA	EQUINO	84	HEMBRA	9.68	46.7	325	147	45.2	12.9	6.6	0.6	5.7	171
68	3	JOYA	EQUINO	60	HEMBRA	8.67	51.7	321	144	44.8	9.6	3.9	0.5	5.2	250
69	3	IMPERIOSA	EQUINO	60	HEMBRA	7.60	50.5	328	126	38.3	11.5	4.9	0.4	6.2	220
70	3	ESTAMPA	EQUINO	84	HEMBRA	8.77	51.5	319	144	45.1	8.7	2.7	0.4	5.6	319
71	3	DINAMITA	EQUINO	108	HEMBRA	16.47	50.8	326	273	83.6	4.8	1.5	0.3	3.0	175
72	3	ALAJA	EQUINO	36	HEMBRA	17.97	51.1	337	310	91.8	3.2	1.4	0.2	1.6	120
73	3	TRAVESURA	EQUINO	12	HEMBRA	3.55	43.2	313	48	15.3	11.9	5.6	0.6	5.7	197
74	3	HEREDERO	EQUINO	24	MACHO	8.78	48.1	308	130	42.2	8.8	4.7	0.6	3.5	308
75	3	CAPRICIOSA	EQUINO	12	HEMBRA	10.69	41.7	312	139	44.5	16.5	7.8	0.8	7.9	225
76	3	SUBLIME	EQUINO	12	HEMBRA	20.22	45.4	339	311	91.7	5.7	2.2	0.3	3.2	165
77	3	DAMASCO	EQUINO	12	HEMBRA	10.06	45.6	312	143	45.8	13.9	5.9	0.7	7.3	341
78	3	PRETENCIOSA	EQUINO	12	HEMBRA	7.04	39.0	321	88	27.4	19.5	12.1	0.9	6.5	203
79	3	SOBERBIA CASTAÑA	EQUINO	84	HEMBRA	8.82	54.3	505	146	47.8	9.4	5.1	0.4	3.9	228
80	3	EUFORIA	EQUINO	84	HEMBRA	12.26	47.3	319	185	57.9	8.7	3.7	0.4	4.6	282
81	3	FAENA	EQUINO	96	HEMBRA	9.13	50.3	311	143	45.9	12.3	3.0	0.7	8.6	300
82	3	GALAXIA	EQUINO	12	HEMBRA	9.91	43.1	323	138	42.7	10.5	4.1	0.5	5.9	170
83	4	AÑORANZA	EQUINO	12	HEMBRA	10.88	41.6	318	144	45.2	12.4	7.1	0.7	4.6	393
84	4	EPAILEMA	EQUINO	24	HEMBRA	10.31	42.6	309	136	43.9	20.7	9.2	1.1	10.4	252
85	4	CAFETERO	EQUINO	36	MACHO	11.20	43.7	316	155	48.9	11.9	7.4	0.6	3.9	329
86	4	DIVINO	EQUINO	24	MACHO	8.99	43.1	317	123	38.7	13.9	3.5	0.8	9.6	193

87	4	NOCHE	EQUINO	168	HEMBRA	7.26	52.1	312	118	37.8	7.9	1.9	0.4	5.6	198
88	4	EXOTICA	EQUINO	60	HEMBRA	6.97	45.5	315	100	31.7	12.0	3.6	0.7	7.7	169
89	4	HECHISADA	EQUINO	48	HEMBRA	8.99	47.8	317	136	42.9	9.0	3.6	0.5	4.9	134
90	4	DINAMITA	EQUINO	36	HEMBRA	9.63	42.7	325	148	45.4	6.9	2.0	0.3	4.6	199
91	4	ELEJIDA	EQUINO	36	HEMBRA	12.45	44.1	335	184	54.9	8.1	3.8	0.3	4.0	210
92	4	SECESORA	EQUINO	36	HEMBRA	8.45	49.1	318	132	41.4	8.7	3.3	0.4	5.0	198
93	4	DUQUE	EQUINO	12	MACHO	10.77	41.4	314	140	44.5	9.3	4.2	0.6	4.5	217
94	4	DESAFIO	EQUINO	24	MACHO	9.18	40.4	313	116	37.0	9.9	5.9	0.3	3.7	248
95	4	DAMICELA	EQUINO	48	HEMBRA	11.45	52.1	253	151	59.6	10.7	6.4	0.7	3.6	219
96	4	PRIMOGENITA	EQUINO	60	HEMBRA	8.82	44.7	296	117	39.4	19.0	11.6	0.6	6.8	219
97	4	PROMESA	EQUINO	96	HEMBRA	12.38	40.6	300	151	50.2	18.8	12.4	0.7	5.7	219
98	4	DIANESA	EQUINO	84	HEMBRA	13.11	39.3	299	154	51.5	12.6	5.8	0.7	6.1	144
99	4	CUPIDO	EQUINO	24	MACHO	8.08	43.9	290	103	35.4	10.0	5.9	0.4	3.7	219

RANGOS RG.5.30,13.00 RG36,55.0 RG,330,426 RG,108,150 RG,28.0,46.0 RG,5.0,11.0 RG,1.4,5.6 RG,0.2,0.8 RG,2.8,6.8 RG.95.660

- P1= Ejemplares del andar del Trote y Galope
- P2= Ejemplares del andar de la Trocha y Galope
- P3= Ejemplares del andar de la Trocha Pura Colombiana
- P4= Ejemplares del andar del Paso Fino Colombiano

Conclusiones

Los resultados obtenidos mostraron que existen diferencias estadísticas significativas para las variables ($P < 0,05$), edad, glóbulos rojos, hemoglobina y hematocrito, índice eritrocitario CHCM, glóbulos blancos, linfocitos y granulocitos. Para los valores celulares como monocitos y Plaquetas, aunque por estudio estadístico mostraron diferencia ($P < 0,05$), al analizar las muestras se encontró que estaban dentro del rango normal establecido, sin alteración alguna. Para las demás variables no existieron diferencias significativas ($P > 0,05$).

Los resultados obtenidos permiten concluir que de los 99 caballos criollos colombianos del criadero Villa María, utilizados en la recolección de las muestras de sangre para determinar los valores hematológicos, el 77.77% de los resultados para índice eritrocitario concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM), mostraron resultados para anemia por índice eritrocitario, clasificadas como normociticos hipocrómicas, para los cuatro andares, encontrándose para P1 (12.12%), para el P2 (12.12%), el P3 (37.37%) y el P4(16.16%). Este tipo de anemias suelen presentarse además de la deficiencia en la ingestión o absorción de nutrientes como el hierro, el ácido fólico y las vitaminas el complejo B o por respuesta inmunológica por la presencia de hemoparásitos como en nuestro caso, en el cual fueron observadas las inclusiones mediante frotis sanguíneo en un número determinado de muestras, sin embargo, cabe destacar que la mayoría de animales mostraron alguna vez infestación por garrapatas.

Se encontró que, mediante el uso de la técnica del frotis sanguíneo, que el 26.26% de las muestras exhibían la presencia de hemoparásitos compatibles con *Babesia sp.* Constituyéndose esta técnica como una herramienta diagnóstica primaria, sin embargo, es necesario el empleo de otras técnicas que confirmen el diagnóstico definitivo de la enfermedad.

Recomendaciones

Se recomienda al criadero equino Villa María, realizar separación de animales como equinos y bovinos, ya que una de las pesebreras estos animales habitan conjuntamente.

Así mismo realizar el control de los potreros con el fin de obtener un forraje libre de garrapatas que pueda causar enfermedades parasitarias en los equinos.

Referencias bibliográficas

- Adili N. y M. Melizi, (2014). Preliminary study of the influence of red blood cells morphometry on the species determinism of domestic animals. *Veterinary World* 7, 219-223.
- Arias Gutiérrez, María Patricia y Piedad Cristina Pérez Jaramillo. (2006). “Comparación de los valores del Hemoleucograma entre caballos de carreras Pura Sangre Inglés velocistas y fondistas del hipódromo Los Comuneros de Guarne, Antioquia.” *Revista CES Medicina Veterinaria y Zootecnia* 1(1).
- Arias Mp y Pérez Pc. (2006). Comparación de los valores del Hemoleucograma entre caballos de carreras Pura Sangre Inglés velocistas y fondistas del hipódromo Los Comuneros de Guarne, Antioquia. *Revista CES Medicina Veterinaria y Zootecnia*. 1 (1): 7-13.
- Arnaiz V. A., M. D. Benmamar, D. A. Álvarez, P. Varela, C. E. Gómez y L. J. Martínez, (1995). HLA allele and haplotype frequencies in Algerians. Relatedness to Spaniards and Basques. *Hum Immunol*, 43:259-68.
- Bacha W. J. y L. M. Bacha, (2003). Atlas colorido de histología veterinaria. Editorial Roca2ª Ed. Brazil, 41-64
- Bayly Wm. (1987). The interpretation of clinicopathologic data from the equine athlete. *Vet Clin North Am: Equine practice*. 3(3): 631-647.
- Benjamin, M. (1991). Manual de Patología Clínica Veterinaria. México. Limusa S.A. pp. 7-359.
- Benjamin, M. (1984). Manual de Patología Clínica en Veterinaria. México: Limusa.421 pp.
- Berrio, M. Correa, M. Jimenez, M. (2003) El hemograma: análisis e interpretación con las tres generaciones. Colombia: Universidad de Antioquia.
- Betancur CA. (2006). Características que diferencian al Caballo Criollo Colombiano de algunas otras razas de equinos. En: *Revista El Caballo* N° 8. Medellín-Colombia.
- Boffi F. M. (2007). Fisiología del ejercicio equino, ed. Intermédica, Buenos Aires, República Argentina.
- Bolger Coby (2003). El análisis de sangre para el caballo de deporte. *Hurse* 1. Publicado en la revista *ecuestre* – noviembre. <http://www.spillers.es/art-41>
- Boudreaux MK. (2010). Platelet Structure. In: Schalm´s Veterinary Hematology. Weiss DJ, Wardrop KJ (eds), 6th ed. Wiley-Blackwell. Iowa, USA.
- Bravo D. (2001). Caballo colombiano, ciencia y arte. Primera ed. Medellín. 362

- Bush B. M., (1999). Interpretación de los análisis de laboratorio para clínicos de pequeños animales. Ediciones S. España, 47- 297.
- Campuzano M. G., (2008). Utilidad clínica del extendido de sangre periférica: los eritrocitos. *Medicina & Laboratorio*, 14 (7-8), 311- 357.
- Carrick JB, Begg AP. (2008). Peripheral Blood Leukocytes. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*. 24(2):239-259.
- Carlson GP. (1987). Hematology and body fluids in the equine athlete: A review. *Equine Exercise Physiology*. 2: 393-425.
- Castillo C, Tobón M, Cano C, Mira J, Suárez A & Vásquez E (2010). Valores hematológicos en caballos criollos colombianos del Valle de Aburrá. En https://www.researchgate.net/publication/310400755_Valores_hematologicos_en_caballos_criollos_colombianos_del_valle_de_Aburra.
- Cassatella M. A., (1995). The production of cytokines by polymorphonuclear neutrophils. *Immunol. Today*, 16 (1), 21-6.
- Ceballos, Alejandro. (2002). Generalidades sobre hematología. En: Universidad de Caldas: Departamento de Salud Animal, Programa de Medicina Veterinaria, Manizales, Colombia.
- CENTER FOR FOOD SECURITY AND PUBLIC HEALTH (CFSPH). 2008.
- Coffelt SB, Wellenstein , de Visser . (2016). Neutrophils in cancer: neutral no more. *Nat Rev Cancer*. 2016 Jul;16(7):431-46. doi: 10.1038/nrc.2016.52. Epub Jun 10.
- Coles EH. (1989). Patología y diagnóstico veterinario. 4ª ed. México: Interamericana; 566 p.
- Collado V., R. Porras, M. Teresa, E. Gómez, (2008). El sistema inmune innato I: Sus mecanismos. *Revista Complutense de Ciencias Veterinarias*. 2 (1), 1-16.
- Corto, M.A.; Clark, C.K.; Harvey, J.W.; Wenzlow, N.; Hawkins, I.K.; Allred, D.R.; Knowles, D.P.; Corn, J.L.; Grause, J.F.; Hennager, S.G.; Kitchem, D.L.; Traub, D.; Josue, L. (2012). Outbreak of equine piroplasmiasis in Florida. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 240(5):588-595.
- De Vera, M.; García, F. (2001). Seroprevalencia de la babesiosis equina en los Caballos Pura Sangre de Carrera alojados en los hipódromos La Rinconada y Valencia. V Congreso Nacional de Ciencias Veterinarias. Maracay 09/25-29. Venezuela. Pp 4.
- Diez Monforte, C, Fernandez Celadilla, L, Abad Gavi, M (1992). Perfiles metabólicos en ganado bovino: Revisión de conjunto (I). *Med. Vet.* 9 (7-8): 425-429.
- Doulatov S., F. Notta, E. Laurenti, J. E. Dick, (2012). Hematopoiesis: A Human Perspective. *Cell Stem Cell*, 10, 120-136.

- Escobar,F. (2008). Evaluación de 30 parámetros hemáticos en bovinos bos indicus en los municipios de San Juan de Urabá y Arboletes del Urabá Antioqueño. Medellín, Colombia: Universidad CES.
- Frandsen RD. (1995). Anatomía y fisiología de los animales domésticos. 5ª ed. México: Interamericana Mc Graw-Hill. 222-242.
- Funquist P. (2001). Effects of phlebotomy on haemodynamic characteristics during exercise in standardbred trotters with red cell hipervolemia, In: Equine Veterinary Journal Vol. 3 N° 4.
- Ganong W. (2006): Fisiología médica. 20ª ed. México: Manual moderno. 2006: 791 pp.
- García Sacristán A. (1996). Fisiología Veterinaria. Madrid: Interamericana Mc-Graw Hill. 225-255
- García Sacristán, A. et al., (1995). Fisiología veterinaria. Editorial Interamericana. Barcelona, España.
- Girardi AM, Marques LC, (2015). Toledo CZP, de Campos E. Hematological variables of the Pêga donkey (*Equus asinus*) breed: influence of age and sex. *Comp. Clin. Pathol.*, 24(5):335-342.
- Grause JF, Ueti MW, Nelson JT, Knowles DP, Kappmeyer LS, Bunn TO. (2013). Efficacy of imidocarb dipropionate in eliminating *Theileria equi* from experimentally infected horses. *Vet J.* 196(3):541-546.
- Grondin TM, Dewitt SF. (2010). Normal hematology of the horse and donkey. In: Schalm's Veterinary Hematology. Weiss DJ, Wardrop KJ (eds), 6th ed. Wiley-Blackwell. Iowa, USA.
- Groves CP & Ryder OA. (2000). Systematics and Phylogeny of the horse. In: The Genetics of the Horse. CABI Publishing. New York. 24pp.
- Guzmán M. L., C. M. Callacná, (2013). Hematological values of creole goats in two reproductive physiological states. *Scientia Agropecuaria* 4, 285 – 292.
- Hermesen J. (1997). Enciclopédia dos cavalos. Livros e Livros, Lisboa, 312pp.
- Hoyos P, (2003). Determinación y análisis de hematocrito, hemoglobina y pH sanguíneo, pre y post ejercicio en equinos de salto en Bogotá, Colombia, facultad de medicina veterinaria, Universidad de la Salle, Colombia.
- <https://www.fedequinas.com>
- <https://www.ica.gov.co/areas/pecuaria/servicios/epidemiologia-veterinaria/censos-2016/censo-2017.aspx>.

- Hunt, K. (2002). Horse in Science. Taxonomy. (Obtenido de: <http://www.horsecountry.com/resources/science.html>. Consultado el 4 de agosto de 2003).
- Jain, NC. (1986). Schalm's Veterinary Hematology. 4ª ed. Philadelphia: Lea & Febiger.
- Jiménez LM, Ariza MF. (2005). El Caballo Criollo Colombiano Patrimonio Genético Nacional. Revista oficial del gremio.
- Fedequinas ISS: 0122-509X. 38: 10-16.
- Jones, M. Allison, R. (2007). Evaluation of the Ruminant Complete Blood Cell Count. Veterinary Clinics of North America, 23, 377-402.
- Junqueira LC, Carneiro J. (2000). Histología básica: texto y atlas. 5ª ed. Barcelona: Masson; 2000: 489 pp.
- Kazuko Sakay, Renata, et al., (2009). Avaliação hematológica de equinos (*Equus caballus*) criados a pasto na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Campus Seropédica En: XIII Encontro Latino Americano de Iniciação Científica e IX Encontro latino Americano de Pós-Graduação-Universidade do Vale do Paraíba. Brasil.
- Kent, J. Ewbank, R. (1986) The effect of road transportation on the blood constituents and behaviour of calves. II. One to three weeks old. British Veterinary Journal, 142,131-140.
- Kraft W, Durr U. (2000). Diagnóstico clínico de laboratorio en veterinaria. Madrid: Grass. 2000: 315 pp.
- Kramer, J. (2000). Normal Hematology of the Horse. In: FELDMAN, B. Schalm's Veterinary Hematology. 5th ed., Lippincott Williams & Wilkins, Baltimore, USA.
- Izurieta J, Luna D, Cedeño Y & Chacha S (2017). Determinación de los valores de referencia en el hemograma de caballos nacidos o criados a más de 3000 m.s.n.m. en la sierra centro norte Ecuatoriana. LA GRANJA. Revista de Ciencias de la Vida, 25 (1): 15 - 21
- Lacerda L, Campos R, Sperb M, Soares E, Barbosa P, Godinho E, et al. (2006): Hematologic and biochemical parameters in three high performance horse breeds from Southern Brazil. Arch Vet Sci. 11(2):40.
- Losch U, Cihak J, Erhard Mh, Kaspers B. (2005). Sangre y defensas. En: Engelhardt WV, Breves G. Fisiología veterinaria. Zaragoza: Acribia. 201-228.
- Malekifard F, Tavassoli M, Yakhchali M, Darvishzadeh R. (2014). Detection of *Theileria equi* and *Babesia caballi* using microscopic and molecular methods in horses in suburb of Urmia, Iran. Vet Res Forum. 5(2):129-133.

- Manz M. G., D. Traver, T. Miyamoto, I. L. Weissman, K. Akashi, (2001). Dendritic cell potentials of early lymphoid and myeloid progenitors. *Blood* 97, 3333–3341.
- Massaro W. Ueti, James O. Reagan, Jr., Donald P Knowles, Jr., Glen A, Scoles, Varda Shkap and Guy H, Palmer (2005). Ability of the vector Tick *Boophilus micropus* To Acquire and Transmit *Babesia equi* following Feeding on Chronically infected Horses whit Low-Level Parasitemia, *Journal of Clinical Microbiology*, Vol 43. No. 8, p 3755-3759.
- McGrotty Y. y K. Tennant, (2012). Alteraciones de las proteínas plasmáticas. In: Villiers y Blackwood (Eds), *Manual de Diagnóstico de laboratorio en pequeños animales*. Ediciones S. España, 33- 156.
- Meyer D., (1998). *Veterinary laboratory medicine*, WB Saunders Company, Second edition, Philadelphia, Pennsylvania, 1998.
- Meyer, Denny J. Y Harver, John W. (2000). *El laboratorio en Medicina Veterinaria interpretación y diagnóstico*. Segunda edición. Irter-medica. Argentina. Pág. 372
- Muñoz M., Leal, E. J. García, E. Naveirad. (2007). Prevalence and treatment of anemia in critically ill patients. *Med. Intensiva*. 31 (7).
- Muñoz, A., & Riber, C. (2012). Age and Gender-Related Variations in Hematology, Clinical Biochemistry, and Hormones in Spanish Fillies and Colts. *Research in Veterinary Science*(93), 943-949.
- Nabity M.B. & Ramaiah S.K. (2010). Neutrophil Structure and Biochemistry en: Weiss D.J. y Wardrop K.J.(eds). *Veterinary Hematology*. Sexta edición. WileyBlackwell. Iowa .263-269p.
- Nagata S, Takeda F, Kurosawa M, Mima K, Kiraga A, Kai M, Taya K (1999). Plasma adrenocorticotropin, cortisol and catecholamines responses to various exercises. *Equine Vet. J.* 30, 570-574.
- OIE, (2008), piroplasmosis equina, College of Veterinary Medicine Iowa State University publicacio. EPRP_A2008S es 10.
- Olver, C. S., Andrews, G. A., Smith, J. E., & Kaneko, J. J. (2010). Erythrocyte Structure and Function. En D. J. Weiss, & K. J. Wardrop, *Schalm's Veterinary Hematology*, 6th Edition (págs. 123-129). Iowa: Wiley-Blackwell.
- Pappaterra M. G., (2002). Tesis doctoral: Efecto in vitro e in vivo de un inmunomodulador compuesto por LPS de *E. coli* y *Propionibacterium granulosum* sobre el sistema inmune del cerdo. Universidad Autónoma de Barcelona. España.

- Pérez C. M. (2012). Parámetros hematológicos en el transcurso de la inmunización de cabras sometidas a un antígeno con la finalidad de obtener sueros hiperinmunes. Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. México, 3-21.
- Porter D. L., M. A. Goldberg. (1993). Regulation of erythropoietin production. *Exp Hematol.* 21, 399-404.
- Poole DC, Erickson HH. *Highly Athletic* (2011). *Terrestrial Mammals: Horses and Dogs. Comprehensive Physiology: John Wiley & Sons, Inc.; 2011.*
- Ramírez, I. (2006). La volemia en los animales domésticos. Trujillo, Venezuela: Núcleo Universitario Rafael Rangel de la Universidad de Los Andes, 2, 4-5
- Rashid, A.; Mubarak, A.; Hussain, A. (2009). Babesiosis in equines in Pakistan: a clinical report. *Vet. Italiana.* 45(3):391-95.
- Raymi Castellanos 1*, José L. Canelón 2, Vita Calzolaio 3, Federico Aguinaco 3, Ángel López 3 y Roselys Montesinos . (2010). Estudio Hematológico Y Detección De Hemoparásitos En Caballos Criollos Venezolanos De Dos Hatos Del Estado Apure, Venezuela *Rev. cient. (Maracaibo)* v.20 n.2 Maracaibo mar.
- Rebar Ah, Mac Williams Ps, Feldman Bf, Metzger Fl, Pollock Rv, Roche J. (2002). Interpretation of the hemogram: Introduction, white cells, red cells, platelets. In: *A guide to haematology in dogs and cats.* Jackson, WY: Teton Newmedia. 264 pp.
- Rivera, M. (1996). Tripanosomiasis Bovina. En: *Hemoparasitosis Bovina.* 1ra Ed. Arauco Ediciones, C.A. Caracas – Venezuela. Pp 15-84.
- Ricketts S. (2006). *Guide to Equine Clinical Pathology.* Newmarket, UK.
- Roldán, V.P; Luna, M,L; Gasparotti,M.(2006) Variaciones en perfiles hematológico de bovinos lecheros de la Cuenca del salado en distintos estados fisiológicos (Hematologic profile variation of dairy cows in gestation and lactation of Cuenca del Salado). *Revista Electrónica de Veterinaria REDVET.* Vol. VII, No 12.
- Rose, RJ y Hosgson, DR. (1994). *Heamtology and biochemistry.* (1994). En: *The Athletic horse; principles and practice of equine sports medicine:* Hodson. DR y Rose. RJ (eds). WB Saunders. pp, 63-76.
- Rothschild CM. (2013). Equine Piroplasmosis. *J Equine Vet Sci.* 33(7):497-508
- Schwint ON, Knowles DP, Ueti MW, Kappmeyer LS, Scoles G A. (2008). Transmission of *Babesia caballi* by *Dermacentor nitens* (Acari: Ixodidae) is restricted to one generation in the absence of alimentary reinfection on a susceptible equine host. *J Med Entomol.* 45(6):1152–1155. <https://doi.org/10.1093/jmedent/45.6.1152>.

- Seva J., F. G., Pallarés, M. A. Gómez, A. Bernabé, A. Navarro, (1999). Sistema inmunitario asociado al intestino en la cabra: Distribución y evolución de las poblaciones linfocitarias. *An. Vet. (Murcia)* 15: 43-58.
- Shortman K. y S. H. Naik, (2007). Steady- State and inflammatory dendritic-cell development. *Nature Reviews Immunology*, 7, 19-30.
- Silver C. (2000). Tudo sobre cavalos. Editora Martins Fontes. Sao Paulo, 231pp.
- Sumbria D, Singla LD, Sharma A, Bal MS, Randhawa CS. (2017). Molecular survey in relation to risk factors and haemato-biochemical alteration in *Theileria equi* infection of equines in Punjab Province, India. *Vet Parasitol: Regional Studies and Reports*. 8:43-50.
- Tadich N., C. Gallo, M. Alvarado, (2000). Effects on cattle of transportation by road up to 36 hours with and without a rest on some blood variables indicator of stress. *Arch. Med. Vet.* 32 (2).
- Tizard I., (2009). *Veterinary Immunology: An Introduction*. 8th Ed. Saunders Elsevier. Missouri, USA. 529 pp.
- Valera , R., & Milan, J. (2006). Utilidad del hemograma en la clinica equina. En R. Valera, & J. Milan, *Equinus* (págs. 11-25). Barcelona.
- Voigt G. (2003) *Con ceptos y técnicas hematológicas para técnicos veterinarios*, editorial Acribia.