

10-26-2009

Determinación de parámetros hematológicos de 300 caninos sanos en 4 municipios de Cundinamarca y 10 localidades de Bogotá D.C

María Fernanda Cerquera Salcedo
Universidad de La Salle, Bogotá

Jenny Paola Riveros González
Universidad de La Salle, Bogotá

Follow this and additional works at: https://ciencia.lasalle.edu.co/medicina_veterinaria



Part of the [Comparative and Laboratory Animal Medicine Commons](#), and the [Small or Companion Animal Medicine Commons](#)

Citación recomendada

Cerquera Salcedo, M. F., & Riveros González, J. P. (2009). Determinación de parámetros hematológicos de 300 caninos sanos en 4 municipios de Cundinamarca y 10 localidades de Bogotá D.C. Retrieved from https://ciencia.lasalle.edu.co/medicina_veterinaria/77

This Trabajo de grado - Pregrado is brought to you for free and open access by the Facultad de Ciencias Agropecuarias at Ciencia Unisalle. It has been accepted for inclusion in Medicina Veterinaria by an authorized administrator of Ciencia Unisalle. For more information, please contact ciencia@lasalle.edu.co.

UNIVERSIDAD DE LA SALLE
Facultad de Ciencias Agropecuarias
Programa de Medicina Veterinaria



**DETERMINACION DE PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS DE 300 CANINOS
SANOS EN 4 MUNICIPIOS DE CUNDINAMARCA Y 10 LOCALIDADES DE
BOGOTA D.C**

Presentado por:

María Fernanda Cerquera Salcedo
Jenny Paola Riveros González

Bogotá D.C., Colombia
2009

UNIVERSIDAD DE LA SALLE
Facultad de Ciencias Agropecuarias
Programa de Medicina Veterinaria



**DETERMINACION DE PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS DE 300 CANINOS
SANOS EN 4 MUNICIPIOS DE CUNDINAMARCA Y 10 LOCALIDADES DE
BOGOTÁ D.C**

Presentado por:

María Fernanda Cerquera Salcedo
Código: 14002025
Jenny Paola Riveros González
Código: 14011102

Director
DR. Mauricio Merizalde Vanegas

Bogotá D.C., Colombia
2009

DIRECTIVAS DE LA UNIVERSIDAD

Hno. Carlos Gabriel Gómez Restrepo.

Rector

Hno. Fabio Humberto Coronado Padilla.

Vicerrector Académico

Hno. Carlos Alberto Pabón Meneses.

Vicerrector de Promoción y Desarrollo Humano

Dr. Mauricio Fernández Fernández.

Vicerrector Administrativo

Hno. Manuel Cancelado Jiménez.

Vicerrector de Investigación y Transferencia

Dr. Luís Carlos Villamil Jiménez.

Decano de la Facultad

Dr. Pedro Pablo Martínez Martínez.

Director Medicina Veterinaria

Nota de aceptación:

Director:
Dr. Mauricio Merizalde Vanegas

Jurado: Dra. Audrey Calderón.

Jurado : Dr. Rafael Sarmiento

Bogotá D.C. 26 Octubre de 2009

COMPROMISO

El trabajo de investigación realizado no presenta ideas que de alguna forma, sean contrarias a la Iglesia Católica, en cuanto a su doctrina, dogma y moral

Las presentes ideas no son responsabilidad, del director del proyecto de investigación, ni de la Universidad de la Salle, ni del rector, ni de los jurados. Estas ideas son exclusivamente de los autores de este proyecto

DEDICATORIA

Principalmente doy las gracias porque Dios siempre me guía y me acompaña en cada paso que doy, viéndose reflejado en este momento con la culminación de este proyecto y mi carrera. Gracias Señor.

A ti señor te doy las gracias por darme a las tres personas más importantes en la vida, a mis papas, que han sido el apoyo en mi vida, que me han entregado todo el amor y lealtad para acompañarme en todo este camino para finalmente llegar a este punto, que aunque es la terminación de la primera etapa es el comienzo de nuevas cosas que se presentaran en mi vida profesional. Gracias por siempre estar a mi lado.

Y aunque están cerca pero a la vez lejos, agradezco porque siempre me acompañaron de corazón a mis hermanos que con palabras siempre me dieron una voz de aliento para seguir adelante pese a las dificultades.

Por último agradezco a mis amigos que me acompañaron durante toda mi carrera con quienes viví momentos que nunca voy a olvidar.

Gracias a todos. **María Fernanda Cerquera Salcedo**

Primero que todo quiero darle gracias a Dios porque sin Él no hubiera logrado todo lo que tengo y lo que soy. Gracias Señor por ser mi apoyo, mi fuerza, mi consuelo, mi compañía y por regalarme tu grandeza en las experiencias vividas y que vendrán porque sé que siempre estas presente en mi vida y en cada paso que doy.

A mi papás, por ser unas personas tan especiales que me han brindado mucho amor, por tener siempre palabras llenas de sabiduría y madurez para mi vida, por regalarme esta gran oportunidad de convertirme en una persona profesional y productiva para el desarrollo de la sociedad colombiana. Con todo mi corazón, los Amo.

A mis hermanos, que siempre me han acompañado y respaldado en cualquier circunstancia, gracias por todo su amor y cariño. William hermanito querido gracias por ser parte de este gran logro porque también me ayudo y colaboro para que esto sea posible, gracias por cuidarme y entenderme; Javier gracias por escucharme y estar en los buenos y malos momentos, por hacerme reír tanto de sus ocurrencias. Los amo muchísimo.

A mis amigos y compañeros de universidad, gracias por compartir conmigo y formar parte de mi vida, siempre estarán en mi mente y mi corazón. Los quiero mucho. **Jenny Paola Riveros González**

AGRADECIMIENTOS

Primordialmente deseamos agradecerle a Dios por estar en nuestra vida y ser la guía para el desarrollo de nuestra carrera siendo un apoyo incondicional para la culminación de nuestras metas.

A nuestro Director Mauricio Merizalde Vanegas, por orientarnos en la realización del proyecto, con su conocimiento y práctica como Médico Veterinario y amigo dándonos confianza en cada paso que dábamos para culminar con éxito este proyecto.

A la Doctora Leslie Moreno, quien es una amiga que siempre estuvo dispuesta a ofrecernos su colaboración en laboratorio con conocimiento y experiencia, evitando cualquier error que nos afectara a la hora de hacer las prácticas en el laboratorio. Gracias doctora porque aun teniendo trabajo por hacer nos prestaba su atención con agrado y dedicación.

A la Doctora Bertha Von Arcken, por guiarnos desde el principio hasta el final del proyecto, con una buena actitud ante cualquier duda que se nos presento en el camino.

Al Doctor Rafael Sarmiento y la Doctora Audrey Calderón, quienes nos prestaron atención para sugerirnos un óptimo desarrollo, en nuestros objetivos del proyecto de grado.

Al laboratorio de la clínica Veterinaria de la Salle, que nos facilitaron los equipos de hematología para procesar las muestras necesarias para la culminación del proyecto.

A las personas que siempre estuvieron dispuestas a facilitarnos a sus mascotas para obtener las muestras y así terminar nuestra parte experimental.

A nuestras familias que siempre nos apoyaron económicamente y espiritualmente para poder realizar este proyecto con éxito y así comenzar una nueva etapa en nuestra vida laboral.

CONTENIDO		Pág.
INTRODUCCION		1
1. OBJETIVOS		3
1.1. OBJETIVO GENERAL		3
1.2. OBJETIVOS ESPECIFICOS		3
2. MARCO TEORICO		4
2.1. TOMA Y MANEJO DE LA MUESTRA		4
2.1.1. Extracción y manipulación de la sangre		4
2.1.2. Localización de la punción venosa		4
2.1.3. Equipo para la extracción de la sangre		4
2.1.4. Técnicas de punción venosa		6
2.2. ANTICOAGULANTES		6
2.2.1. Forma de acción		7
2.2.2. Edta (etilendiamina tetraacetico ácido)		7
2.2.3. Mezcla de oxalatos amónico y potásico		8
2.2.4. Heparina		9
2.2.5. Mezcla de oxalato potásico y fluoruro sódico		10
2.2.6. Citrato sódico (citrato trisódico)		10

	Pág.
2.3. COMPONENTES DE LA SANGRE	10
2.3.1. Glóbulos rojos	10
2.3.1.1. Formación de los eritrocitos	11
2.3.1.2. Destrucción de los eritrocitos	13
2.3.2. Plasma	13
2.3.2.1. Plasma sanguíneo	13
2.3.2.2. Electrolitos	14
2.3.2.3. Proteínas	14
2.3.2.4. Nitrógeno no proteico (NPN)	15
2.3.2.5. Lípidos	15
2.3.3. Plaquetas	16
2.3.4. Leucocitos	17
2.3.4.1. Causas de leucocitosis y leucopenia	19
2.3.4.2. Clasificación de los leucocitos	19
2.3.4.2.1. Granulocitos	19
2.3.4.2.1.1. Neutrófilos	20
2.3.4.2.1.2. Eosinófilos	22
2.3.4.2.1.3. Basófilos	24
2.3.4.2.2. Agranulocitos	25
2.3.4.2.2.1. Linfocitos	25
2.3.4.2.2.1.1. Linfocitos reactivos	26

	Pág.
2.3.4.2.2.1.2. Linfocitos atípicos	26
2.3.4.2.2.2. Monocitos	27
2.3.4.3. Cuentas leucocitarias diferenciales	28
2.4. HEMOGRAMA COMPLETO	29
2.4.1. INDICES ERITROCITARIOS	39
2.4.1.1. Hematocrito (HTO)	29
2.4.1.2. Hemoglobina (HB)	29
2.4.1.3. Volumen corpuscular medio (VCM)	30
2.4.1.4. Concentración media de hemoglobina corpuscular (CMCH)	31
2.4.1.5. Hemoglobina corpuscular media (HCM)	31
2.5. MODELO ESTADISTICO	32
2.5.1. Estadística descriptiva	32
3. MATERIALES Y METODOS	34
3.1. LOCALIZACIÓN	34
3.2. POBLACIÓN Y MUESTRA	34
3.3. VARIABLES	34
3.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO	35
3.5. MÉTODOS Y PROCEDIMIENTOS	35
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	41
4.1. RANGOS HEMATOLOGICOS	51
4.1.1. Glóbulos blancos	51

	Pág.
4.1.2. Glóbulos rojos	51
4.1.3. Plaquetas	52
4.1.4. Hematocrito	53
4.1.5. Hemoglobina	53
4.1.6. Volumen corpuscular medio (VCM)	54
4.1.7. Hemoglobina corpuscular media (HCM)	55
4.1.8. Concentración media de hemoglobina corpuscular (CMCH)	56
4.2. RANGOS DE CELULAS DIFERENCIALES (CONTEO MANUAL)	57
4.2.1. Neutrófilos	57
4.2.2. Linfocitos	57
4.2.3. Eosinófilos	58
4.2.4. Monocitos	59
4.2.5. Basófilos	59
4.2.6. Bandas	60
5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	61
6. BIBLIOGRAFIA	64
7. ANEXOS	67

LISTA DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Zonas de extracción de sangre y tamaños de agujas.	5
Tabla 2. Características de la forma de las células durante la eritropoyesis en los mamíferos.	11
Tabla 3. Valores determinados en 300 caninos por medio de la estadística descriptiva.	36
Tabla 4. Valores determinados en 300 caninos por medio de la estadística descriptiva	37
Tabla 5. Rangos hematológicos en 300 caninos en la ciudad de Bogotá y municipios.	42
Tabla 6. Rangos hematológicos de línea celular blanca en 300 caninos de la ciudad de Bogotá y municipios.	42
Tabla 7. Rangos hematológicos en caninos de acuerdo a referencias bibliográficas.	43
Tabla 8. Rangos de línea celular blanca en caninos de acuerdo a referencias bibliográficas.	45
Tabla 9. Promedios hematológicos en caninos de acuerdo a las localidades	47
Tabla 10. Promedios de línea celular blanca en caninos de acuerdo a las localidades	48
Tabla 11. Promedios hematológicos en caninos de acuerdo a los pesos	50

	Pág.
Tabla 12. Promedios de línea celular blanca en caninos de acuerdo a los pesos	50
Tabla 13. Rangos de glóbulos blancos en caninos de Bogotá y Criaderos	51
Tabla 14. Rangos de glóbulos rojos en caninos de Bogotá y Criaderos	51
Tabla 15. Rangos de plaquetas en caninos de Bogotá y Criaderos	52
Tabla 16. Rangos de Hematocrito en caninos de Bogotá y Criaderos	53
Tabla 17. Rangos de Hemoglobina en caninos de Bogotá y Criaderos	53
Tabla 18. Rangos de Volumen Corpuscular Medio en caninos de Bogotá y Criaderos	54
Tabla 19. Rangos de Hemoglobina Corpuscular Media en caninos de Bogotá y Criaderos.	55
Tabla 20. Rangos de Concentración Media de Hemoglobina Corpuscular en caninos de Bogotá y Criaderos	56
Tabla 21. Rangos de Neutrófilos en caninos de Bogotá y Criaderos	57
Tabla 22. Rangos de Linfocitos en caninos de Bogotá y Criaderos	57
Tabla 23. Rangos de Eosinófilos en caninos de Bogotá y Criaderos	58
Tabla 24. Rangos de Monocitos en caninos de Bogotá y Criaderos	59
Tabla 25. Rangos de Basófilos en caninos de Bogotá y Criaderos	59
Tabla 26. Rangos de Bandas en caninos de Bogotá y Criaderos	60

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Neutrófilo canino	20
Figura 2. Eosinófilo Canino	22
Figura 3. Basófilo canino	24
Figura 4. Linfocito canino	25
Figura 5. Monocito canino	27
Figura 6. Muestra sanguínea	38
Figura 7. Identificación y almacenamiento de la muestra	38
Figura 8. Procesamiento en el equipo DIATRON ARCUS.	39
Figura 9. Tinción y lectura de la lámina	39
Figura 10. Centrifuga de microhematocrito	40

LISTA DE GRÁFICAS

	Pág.
Gráfica 1. Rangos de glóbulos blancos en caninos de Bogotá y Criaderos.	51
Gráfica 2. Rangos de glóbulos rojos en caninos de Bogotá y Criaderos	51
Gráfica 3. Rangos de plaquetas en caninos de Bogotá y Criaderos	52
Gráfica 4. Rangos de Hematocrito en caninos de Bogotá y Criaderos	53
Gráfica 5. Rangos de Hemoglobina en caninos de Bogotá y Criaderos	54
Gráfica 6. Rangos de Volumen Corpuscular Medio en caninos de Bogotá y Criaderos	54
Gráfica 7. Rangos de Hemoglobina Corpuscular Media en caninos de Bogotá y Criaderos	55
Gráfica 8. Rangos de Concentración Media de Hemoglobina Corpuscular en caninos de Bogotá y Criaderos	56
Gráfica 9. Rangos de Neutrófilos en caninos de Bogotá y Criaderos	57
Gráfica 10. Rangos de Linfocitos en caninos de Bogotá y Criaderos	57
Gráfica 11. Rangos de Eosinófilos en caninos de Bogotá y Criaderos	58
Gráfica 12. Rangos de Monocitos en caninos de Bogotá y Criaderos	59
Gráfica 13. Rangos de Basófilos en caninos de Bogotá y Criaderos	59
Gráfica 14. Rangos de Bandas en caninos de Bogotá y Criaderos	60

DETERMINACION DE PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS DE 300 CANINOS SANOS EN 4 MUNICIPIOS DE CUNDINAMARCA Y 10 LOCALIDADES DE BOGOTA D.C

RESUMEN

Cotidianamente se obtienen y procesan muestras para realizar un hemograma completo por eso como médicos veterinarios debemos tener un máximo aprovechamiento de esta prueba para realizar una excelente correlación clínica.

La interpretación del hemograma es muy importante ya que nos aporta información del estado de los glóbulos rojos, glóbulos blancos, y las plaquetas, conociendo que la sangre es un tipo de tejido conjuntivo, compuesta por diversas células, rodeadas por una sustancia no celular, al igual que ocurre con otros tipos de tejido, como el tejido fibroso, el hueso o el cartílago. Por supuesto, la diferencia principal es que la sustancia extracelular de la sangre es un líquido, llamado plasma. Esta característica, además del hecho de que la mayoría de este «tejido» se localiza cerca de la superficie del animal, permite obtener una muestra de sangre de manera comparativamente más sencilla que obtenerla de órganos y tejidos más densos.

El estudio investigativo de campo ayudo a determinar los rangos hematológicos, el cual se realizo con 300 caninos provenientes de Bogotá , y criaderos cerca de la ciudad, que presentaban un estado óptimo de salud, confirmado con el examen clínico de cada animal.

El análisis de las muestras obtenidas en nuestro estudio, se realizo en el equipo de hematología DIATRON ARCUS de la Universidad de la Salle, obteniendo por

medio de las estadística descriptiva los siguientes rangos de Glóbulos blancos (WBC): $8.64041553 - 15.0469845 \times 10^3 /\mu\text{l}$, Glóbulos rojos (RBC): $6.77385433 - 8.59467901 \times 10^6 /\mu\text{l}$, Plaquetas: $195.92632 - 339.44346 \times 10^3 /\mu\text{l}$,Hematocrito (HTO): $47.206207 - 58.4830596$ % , Hemoglobina (HB): $16.03230006 - 20.1268294$ gr/dl, Volumen corpuscular medio (VCM): $63.1327243 - 74.7529493$ fl, Hemoglobina corpuscular media (HCM): $21.8316692 - 25.5023308$ pg, Concentración media de hemoglobina corpuscular (CHCM): $32.1072497 - 36.2115991$ gr/dl, posteriormente se realizo manualmente la lectura de los recuentos diferenciales de las células: Neutrófilos: $56.2627777 - 74.3505557$ % , Linfocitos: $17.5022057 - 32.8644609$ % , Eosinófilos: $2.00311482 - 9.45021852$ % , Monocitos: $1.05578557 - 4.07608811$ % , Basófilo: $-0.3883339 - 0.71500051$ % y Bandas: $0.23499305 - 0.47499305$ %.

Comparando con los valores referenciados en la literatura del laboratorio clínico de la universidad de la Salle se demostró tener ligeras diferencias siendo las mas significativas: el hematocrito que debe estar entre 37-54% neutrófilos 50-67%, linfocitos 16-28%, eosinófilos 3-7 %; observando que los rangos hematológicos pueden variar de acuerdo a la salud del animal, área geográfica, toma y manejo de la muestra en el laboratorio.

PALABRAS CLAVES: Hemograma, rangos hematológicos, examen clínico, célula

HEMATOLOGICAL PARAMETERS DETERMINATION OF 300 HEALTHY CANINE AT 4 CUNDINAMARCA'S BOROUGHES AND 10 LOCATIONS FROM BOGOTÁ D.C

ABSTRACT

It is normal on the daily routine to obtain and process blood samples for a complete blood count (or CBC), being this a major reason of why the veterinary doctors must have an optimal utilization of this test in order to perform an excellent interpretation and a consistent clinical correlation.

The complete blood count interpretation its highly important because it gives accurate information about the red cells, white cells, and platelets conditions, knowing that the blood is a kind of connective tissue, composed by a variety of cells surrounded by a non celular substance, just like several other kinds of tissues, such as bones, cartilage, and fibrous tissue. The main difference is that the bloods extracelular substance is liquid, and its called plasma. This feature, in addition to the fact that most of this "tissue" is located nearby to the animals surface, it allows to obtain a blood simple a Little bit eassier compared to denser organs and tissues.

The field investigative study helped to find the hematologic range, this was performed with 300 canine from Bogotá and nearby breeding places, all of them with an optimum health status, corroborated by the clinical examination of each animal.

The análisis of the obtained samples was made at the DIATRUN ARCUS hematology equipment at La Salle university, the data was analized by descriptive statistics, which finally showed the following ranges: White blood cells (WBC): 8.64041553 – 15.0469845 x 10³ /µl, red blood cells

(RBC): $6.77385433 - 8.59467901 \times 10^6 / \mu\text{l}$, Platelets: $195.92632 - 339.44346 \times 10^3 / \mu\text{l}$, Hematocrit (HTO): $47.206207 - 58.4830596$ % , Hemoglobin (HB): $16.03230006 - 20.1268294$ gr/dl , Mean corpuscular volumen (MCV) : $63.1327243 - 74.7529493$ fl , Mean corpuscular hemoglobin (MCH): $21.8316692 - 25.5023308$ pg , Mean corpuscular hemoglobin concentration (MCHC): $32.1072497 - 36.2115991$ gr/dl , subsequently, a manual count of the differential cells was performed: Neutrophil: $56.2627777 - 74.3505557$ % , Lymphocytes: $17.5022057 - 32.8644609$ % , Eosinophils: $2.00311482 - 9.45021852$ % , Monocytes: $1.05578557 - 4.07608811$ % , Basophils: $-0.3883339 - 0.71500051$ % y Band neutrophil: $0.23499305 - 0.47499305$ % .

Comparing the obtained results with the ranges found at the clinical laboratory literature from La Salle University laboratory, it showed a few differences , being the most significant ones: The hematocrit must be between 37-54% neutrophils 50-67% , Lymphocytes 16-28% , eosinophilis 3-7% , finding that the hematological ranges may change due to the animals health, geographic location, intake and sample management at the laboratory.

KEY WORDS: Complete blood count, hematological ranges, clinical examination, cell.

INTRODUCCION

En el desarrollo profesional como médicos veterinarios existe la importancia de adquirir un conocimiento en el área de laboratorio clínico, para conocer exactamente como se lleva a cabo el procesamiento y manejo de las muestras, hasta el momento que se obtienen los resultados.

Muy pocas veces como médicos nos damos cuenta los errores que tenemos al tomar una muestra, que se detectan por medio del equipo y en la lámina dándonos resultados poco confiables para el diagnóstico, dentro de estos se destacan la hemólisis, coagulación y poca cantidad de muestra en relación al EDTA

En este proyecto se utilizaron 300 caninos provenientes de clínicas de Bogotá , y criaderos cerca de la ciudad, a los que se les realizo un examen clínico completo para conocer su estado de salud, y así saber si podían ser parte del muestreo, luego se realizo la toma de sangre a nivel de la vena yugular, área que previamente se desinfecto con alcohol; por último fue llevada al laboratorio clínico para ser procesada realizando un hemograma completo que se caracteriza por describir la cantidad y calidad de los elementos celulares presentes en la sangre detectando anormalidades y cuadros patológicos teniendo en cuenta la utilización de términos adecuados y abreviaturas.

recuento de células blancas(WBC), recuento de glóbulos rojos (RBC), plaquetas(PLT), hematocrito (HTO), hemoglobina (HBO), volumen corpuscular medio (VCM), hemoglobina corpuscular media (HCM), concentración media de hemoglobina corpuscular (VCHC).

Desde el punto de vista médico es importante saber que el análisis automático como el estudio morfológico con el microscopio tiene sus ventajas y desventajas;

los equipos automáticos ofrecen mayor precisión y rapidez en las medidas cuantitativas, mientras el microscopio ofrece la capacidad de observar los diferentes tipos de morfología celular.

1. OBJETIVOS

1.1. OBJETIVO GENERAL

Determinar por medio de la recolección de muestras de sangre los rangos hematológicos de caninos sanos en la ciudad de Bogotá y en cuatro municipios del departamento de Cundinamarca.

1.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar con las muestras obtenidas el promedio de los parámetros hematológicos en la ciudad de Bogotá.
- Realizar un examen clínico completo para conocer el estado de salud del animal para así poder descartar los animales enfermos y recolectar muestras de sangre solo a animales sanos.
- Conocer qué factores influyen en los resultados de las muestras para minimizar alteraciones en el cuadro hemático.

2. MARCO TEORICO

2.1. TOMA Y MANEJO DE LA MUESTRA

2.1.1. *Extracción y manipulación de la sangre*

Todos los análisis de sangre comienzan con una correcta obtención de la muestra de sangre; una incorrecta obtención y manipulación de la muestra puede llevarnos a resultados poco fiables o algo mucho peor erróneos. De manera especial hay que tomar nota de factores potencialmente estresantes tales como nerviosismo del paciente, ejercicio y condiciones climatológicas extremas. La sujeción del animal debe ser mínima.

2.1.2. *Localización de la punción venosa*

La selección del lugar en el que se realizará la punción venosa depende de la especie, y de la ausencia de patologías en la zona elegida. Debería afeitarse y desinfectarse el lugar en el que vaya a realizarse la punción venosa. La piel es difícil de esterilizar, pero el punto elegido debe estar limpio, minimizando cualquier riesgo de contaminación. Si se va a colocar un catéter intravenoso, o se pretende utilizar una aguja de gran calibre, es recomendable practicar un raspado quirúrgico y aplicar anestesia local.

En casi todas las especies el lugar apropiado de la extracción es la vena yugular y la vena safena, siendo esta última una alternativa muy buena en caso de animales nerviosos o agresivos.

(Bush, 1999, p.41).

2.1.3. *Equipo para la extracción de sangre*

Lo mejor es utilizar agujas desechables. En cualquier caso, la aguja que se vaya a usar debe estar estéril, seca, y afilada. El tamaño (calibre) y la longitud de la aguja variarán, pero no debería tener un calibre menor de 22. Si, debido al pequeño tamaño del paciente y/o la vena, se necesita una aguja más fina, deberemos aspirar muy despacio para prevenir una hemólisis (ruptura de los eritrocitos) y el deterioro de los leucocitos. Las agujas con un bisel más corto pueden introducirse más fácilmente en los vasos pequeños. En la Tabla 1. Presentamos algunos de los puntos de extracción y tamaños de agujas más utilizados.

Tabla 1. Zonas de extracción de sangre y tamaños de agujas.

Especie	Localización	Calibre (pulgadas)	Longitud(cm)
Perro	Vena cefálica, yugular, o safena	20-22	2,55-3,80
	Vena cefálica, yugular, o safena	22-23	2,55
Gato	Vena yugular	16-20	3,80
Caballo	Vena yugular, caudal (cola), o mamaria	14-18	3,80-5,10
Bóvidos	Vena yugular	18-20	3,80
Oveja	Vena yugular	18-20	3,80
Cabra	Vena cava craneal	18-20	5,10-10,15
Cerdo	Vena auricular	18-22	2,55-3,80

Fuente. GREGG L, VOIGT. Conceptos y técnicas hematológicas para técnicos veterinarios.

La sangre puede recogerse directamente del manguito de la aguja a un portaobjetos de cristal o a un tubo capilar. Generalmente se aspirará con una jeringa, o directamente con un tubo de vacío comercial. La recolección directa en el tubo de vacío tiene como ventajas que, si se desea, este puede contener una cantidad prefijada de anticoagulantes, tomará la cantidad correcta de sangre a una velocidad de aspiración segura, y pueden llenarse múltiples tubos con una única punción venosa. Una jeringa de plástico tiene como ventajas que es prácticamente irrompible, estimula en menor medida la coagulación que el vidrio,

y es más barata. Deberían utilizarse jeringas desechables debido a que su paso por el autoclave puede afectar al encastre de goma del émbolo, quedando este demasiado suelto o demasiado apretado en el tambor de manera que puede derramarse el contenido, o trabarse el émbolo. El anticoagulante puede añadirse a la jeringa antes de la extracción, o puede transferirse la sangre recogida a un tubo adecuado que contenga anticoagulante antes de que comience a coagularse.

(Gregg, 2000, p.16).

2.1.4. Técnicas de punción venosa

Las técnicas de punción venosa variarán según las preferencias personales, pero sea cual sea la técnica utilizada, la persona debería ver la vena bajo la piel, o sentirla claramente, y estabilizarla antes de introducir la aguja.

Para la toma de muestra en la vena yugular se ubica al animal en el borde de una mesa, sostener los brazos debajo del borde de la mesa, inclinar el cuello hacia atrás con la nariz hacia arriba; de manera que se forma un plano vertical entre éstos dos puntos.

“Realizar una tricotomía en la zona de la yugular y preparar para la venopunción.”
(Day, Mackin, 2000, p.4.)

2.2. ANTICOAGULANTES

Transcurridos de 2 a 5 minutos de la extracción de una muestra de sangre (o siempre que la sangre se encuentre con una sustancia que no sea el endotelio de los vasos sanguíneos), ésta comenzará a condensarse, o a formar un coágulo. Así como su morfología y las transformaciones que sufren, necesitamos prevenir la formación de un coágulo para que las células queden en suspensión.

Cinco anticoagulantes o combinaciones de anticoagulantes, son los más empleados, y, con la excepción de las soluciones de citrato sódico y heparina

usada para fines especiales, se añaden a la sangre en forma de sales secas. (La adición de cualquier cantidad de agua a la sangre, puede diluir la concentración de las células y sustancias en el plasma).

Sin embargo, el anticoagulante suele añadirse previamente al tubo en forma de solución acuosa que después se evapora y se deseca. Se hace así porque es más fácil y más rápido pipetear un gran número de volúmenes idénticos de una solución, que pesar repetidamente pequeñas cantidades de polvo o cristales,

Se debe dejar evaporar el agua de una solución de EDTA o heparina a temperatura ambiente, pero en el caso de oxalatos y fluoruros se puede emplear una estufa a 600 C y después se vuelven a colocar los tapones de los tubos. Los tubos de muestras, por, consiguiente, no pueden ser esterilizados (excepto por gamma-radiación) puesto que las altas temperaturas destruyen la composición química de los anticoagulantes. Los tubos que contienen anticoagulantes, suministrados por los fabricantes, no están esterilizados generalmente.

2.2.1. Forma de acción

“La heparina impide la formación y activación de la trombina. Los otros anticoagulantes eliminan el calcio, que es necesario para la coagulación, ya por precipitación en forma de sal insoluble o en una forma desionizada.” (Bush,1999, p.104)

2.2.2. Edta (EtilenDiamina TetraAcético ácido)

Por otra parte, conocido como secuestreno (= ácido secuétrico = secuestrol) o versenato. Las sales disódicas y dipotásicas son anticoagulantes potentes. Son preferibles las sales dipotásicas puesto que son más solubles, y ésta es la sal empleada generalmente en tubos preparados comercialmente. El EDTA dipotásico es el mejor anticoagulante para todos los fines y se recomienda para su empleo rutinario.

Su concentración óptima es 1 mg/ml de sangre. Esta concentración asegura la mayor exactitud cuando se hacen determinaciones del volumen celular compacto (VCC), aunque para muchas otras pruebas son permisibles hasta 2 mg/ml.

Las desventajas que tenemos al utilizar este anticoagulante en primer lugar es que a una concentración mayor de 2 mg/ml el EDTA ejerce una presión osmótica importante, extrayendo agua de los glóbulos rojos y dando una reducción significativa del volumen celular compacto (VCC), en segundo lugar no se puede emplear EDTA para la determinación de los niveles de fosfatasa alcalina sérica (FAS) puesto que se combina con los iones de magnesio que se precisan para la activación de la fosfatasa alcalina.

2.2.3. Mezcla de oxalatos amónico y potásico

La concentración necesaria (para evitar la coagulación) de oxalato amónico origina, por sí sola la entrada de agua en los hematíes y la de la oxalato potásico aisladamente, la extracción de agua de los hematíes al plasma (dando una reducción del 6-8 %, en el volumen de glóbulos rojos). Sin embargo, estos efectos se suprimen si se mezclan las sales en la proporción de 3 partes de oxalato amónico a 2 partes de oxalato potásico; (mezcla de Heller & Paul). La concentración óptima es de 2 mg de esta mezcla/ml de sangre.

Las ventajas de este anticoagulante es que es más barato que el EDTA y origina muy poca hemólisis o cambios en el volumen de glóbulos rojos.

Y entre las desventajas: No evita el acúmulo de plaquetas in vitro tan eficazmente como el EDTA, es venenoso por lo tanto, la sangre que contiene oxalatos no debe ser utilizada en transfusiones y no se debe emplear en las determinaciones de los niveles de potasio, o fosfatasa alcalina sérica, o urea por un método que implique la conversión de urea en amoniaco (puesto que el amoniaco ya está presente en la mezcla).

2.2.4. Heparina

La heparina tiene una actividad potente de antitrombina, esta inactiva no solo la trombina (factor II) sino otros factores enzimáticos de la coagulación. La heparina contiene diversas sales como la heparina sódica o la heparina de Litio que es comercialmente disponible en tubos ya que no altera la concentración de los electrolitos evaluados rutinariamente.

(Meinkoth, 2007, p. 208)

La actividad anticoagulante de las sales de heparina tiene un rango de 100 a 150 UI por miligramo. La concentración óptima es de 0,1 a 0,2 mg/ml de sangre.

Es una sustancia anticoagulante que se encuentra en forma natural en el organismo. Su actividad se mide en unidades internacionales (UI). Se puede emplear en forma líquida como Inyección de Heparina BP, (una solución de sal sódica), para revestir las paredes internas de las jeringas que se emplean para recoger la sangre. Sin embargo, en los tubos, la heparina se debe emplear en forma seca.

(Swenson, 1999, p. 29).

Este anticoagulante se caracteriza por tener algunas ventajas como: evitando que se produzca hemólisis, y se altere la presión osmótica; por lo tanto, la heparina se aconseja para las determinaciones del volumen celular compacto (VCC) y contiene las sales de litio que no interfieren con las determinaciones de los niveles de calcio, sodio o urea y, por consiguiente, se emplea muy frecuentemente como anticoagulante cuando se requiere plasma para las determinaciones bioquímicas.

Las desventajas que sobresalen cuando se utiliza el anticoagulante son: cuando se tiñen las extensiones sanguíneas con el colorante de Romanowsky, se origina un color azul tenue en el fondo y los leucocitos no se tiñen de una forma tan clara como cuando se emplean otros anticoagulantes (particularmente si hay un exceso de heparina). Y La coagulación de la sangre solamente se retrasa, no se evita; la

coagulación se producirá lentamente, y en general se retrasará no más de diez horas.

2.2.5. Mezcla de oxalato potásico y fluoruro sódico

La mezcla de oxalato potásico y fluoruro sódico, es efectiva en la inhibición de las enzimas glucolíticas que desdoblan la glucosa de la sangre. A temperatura ambiente en cada hora se desdobla aproximadamente un 10 % de la glucosa de una muestra de sangre sin preservar. El fluoruro sódico es un inhibidor enzimático y también un anticoagulante, aunque no muy efectivo; por consiguiente, se añade una sal más soluble, oxalato potásico, para incrementar el efecto anticoagulante. La mezcla contiene 4 partes de fluoruro sódico en 5 partes de oxalato potásico. La concentración óptima es 1 mg de fluoruro/ml de sangre.

Sus desventajas al utilizarlo son: Al ser venenoso la sangre preservada con esta mezcla no debe ser reintroducida en el organismo, al inhibir las enzimas la sangre que se ha tratado con altas concentraciones de la mezcla no se puede emplear para las determinaciones de urea y glucosa que emplean métodos enzimáticos.

2.2.6. Citrato sódico (citrato trisódico)

Aunque es muy usado para fines especiales, no se puede considerar un anticoagulante rutinario. Se emplea en medicina humana en forma de solución, no como sal seca.

“La solución se añade a la sangre: 10-20 mg; para algunos estudios, una parte al 3.8 de disolución por 9 partes de agua.” (Gregg, 2000, p. 18)

2.3. COMPONENTES DE LA SANGRE

2.3.1. Glóbulos rojos.

2.3.1.1. Formación de los eritrocitos.

Los eritrocitos son de origen mesodérmico, como todas las células sanguíneas. Durante el periodo embrionario precoz se forman los primeros eritroblastos en los que ya se puede identificar la hemoglobina. A medida que avanza el desarrollo embrionario empieza la hematopoyesis, primero en el hígado y después en parte también en el bazo (periodo hepatolíneo).

(Gurtler, 1987, p. 105).

A partir de la segunda mitad del periodo embrionario, la médula ósea va asumiendo progresivamente la función de formación de la sangre (periodo medular), de manera que en el recién nacido la eritropoyesis tiene lugar exclusivamente en la médula ósea roja.

(Wolfgang, 2002, p. 207).

Las células con núcleo de la eritropoyesis de la médula ósea se distinguen bien por su tamaño, la proporción núcleo-citoplasma, la estructura del núcleo y la coloración del citoplasma (Tabla 2). Todas las células sanguíneas derivan de una célula precursora común pluripotente, que tienen la capacidad de diferenciarse y proliferar. Durante su desarrollo hasta llegar a eritrocito maduro, la célula reduce su tamaño y en los mamíferos pierde los nucléolos y el núcleo. A medida que avanza la edad del individuo, el principal lugar de formación de células se desplaza desde la médula ósea de los huesos largos hacia la de las costillas, después hacia el esternón y finalmente hacia la médula ósea de las vértebras y de los huesos de la pelvis. Se debe tener en cuenta esta dependencia de la edad en las correspondientes punciones de la médula ósea.

Tabla 2. Características de la forma de las células durante la eritropoyesis en los mamíferos

Formas celulares	Características
Proeritroblasto	Célula joven, inmadura, grande y redonda; con

	núcleo, nucléolos nítidos; citoplasma muy basofilo.
Eritroblasto	Célula redonda más pequeña; sin nucléolos; núcleo pequeño; citoplasma entre basofilo y policromático; contenido creciente en hemoglobina.
Normoblasto	Célula aun menor; núcleo más denso; hemoglobinización completa; citoplasma policromático a ortocromático.
Reticulocito	Sin núcleo; estructura fina, reticulada (al teñir los reticulocitos, se pierden las ribonucleoproteínas; incapaz de dividirse; cierta capacidad de síntesis de ARN, proteína y hemo.
Normocito (eritrocito maduro)	Célula redonda pequeña sin núcleo, con zona clara central (forma biconcava).

Fuente. WOLFGANG.V. Engelhardt. Fisiología veterinaria. Zaragoza

La eritropoyesis se puede estimular por ejemplo tras permanecer a gran altura, cuando aumentan las necesidades de oxígeno del organismo debido a la actividad corporal o tras pérdidas de sangre. Se conocen efectos indirectos como los de las hormonas del crecimiento, tiroideas y sexuales, así como los glucocorticoides. Para que exista una eritropoyesis adecuada, deben existir cantidades suficientes de hierro, vitamina B₁₂ y ácido fólico. Otras vitaminas que contribuyen a la eritropoyesis son: piridoxina, riboflavina, ácido nicotínico, ácido pantoténico, tiamina, biotina y ácido ascórbico. El crecimiento y el desarrollo de los eritrocitos se alteran cuando hay deficiencia de estas vitaminas. (Swenson , 1999, p. 29)

La eritropoyesis se regula mediante la hormona *eritropoyetina* que se sintetiza y secreta esencialmente en el riñón y una pequeña proporción en el hígado.

La eritropoyetina es una glucoproteína que estimula la diferenciación de las células precursoras ya determinadas. Se libera cuando se reduce la presión parcial de oxígeno local de los riñones, independientemente de la causa primaria. Cuando los tejidos no reciben suficiente oxígeno en condiciones hipóxicas, provocadas por un número inadecuado (anemia) o un mal funcionamiento de los eritrocitos. Como resultado, se libera un factor humoral de los tejidos que estimula

la eritropoyesis. La sustancia se llama eritropoyetina (EPO). Las células de tejidos hipóxicos generalmente producen EPO en estas condiciones. Se estimula la formación de eritrocitos en la médula ósea cuando se libera EPO.

La EPO estimula a las células madres comprometidas, incluyendo a rubriblastos, prorrubricitos y rubricitos jóvenes, para aumentar su actividad mitótica y así acelerar la producción y liberación de eritrocitos. Como resultado, se puede observar reticulocitosis en animales hipóxicos o cuando se inyecta EPO a animales. (Thrall, 2005, p. 96).

La concentración de la EPO sanguínea no aumenta más de lo normal cuando la P_{O2} arterial es de 50 mm Hg o más y la saturación de O₂ es de 80 por ciento o mayor. La cantidad de EPO aumenta cuando estos valores disminuyen.

2.3.1.2. Destrucción de los eritrocitos.

El proceso de envejecimiento de los eritrocitos se caracteriza por una reducción de la actividad metabólica, un empeoramiento de las propiedades de la membrana que va unido a la pérdida de agua, y una limitación de su capacidad de deformación. La destrucción de los eritrocitos se produce sobre todo en el bazo, donde las células del sistema fagocitario mononuclear fagocitan los eritrocitos viejos y los destruyen. Las cadenas polipeptídicas se descomponen casi por completo pasando a formar parte de la reserva de aminoácidos, mientras que la práctica totalidad del hierro queda a disposición de la médula ósea para ser reutilizado en la neosíntesis eritrocitaria. (Wolfgang, 2002, p. 2008)

Se renueva aproximadamente 1 por ciento de los glóbulos rojos cada día normalmente; esta cantidad se basa en el hecho de que los eritrocitos viven aproximadamente 120 días. El organismo tiene una capacidad de reserva para reponer o producir muchas veces esta cantidad según se necesite.

2.3.2. Plasma.

2.3.2.1. Plasma sanguíneo.

"El plasma es un líquido amarillo e incoloro (cuando se examina en una capa fina). El color resulta principalmente de concentraciones variables de un pigmento llamado bilirrubina, aunque el caroteno y otros pigmentos son factores contribuyentes." (Jain, 1993, p. 12).

Este contiene cerca de un 0.8% de NaCl, otros electrolitos inorgánicos, proteínas, nitrógeno no proteico (NPN), hidratos de carbono y lípidos. Además de las sustancias verdaderamente disueltas (electrolitos, glucosa, compuestos NPN) también hay proteínas en suspensión coloidal, las proteínas unidas a lípidos.

2.3.2.2. Electrolitos.

Incluyen a los minerales calcio, fósforo, magnesio, potasio, sodio, cloro, azufre, yodo, hierro, cobre, cobalto, manganeso, zinc, selenio y molibdeno. Los iones Na^+ y Cl^- son cuantitativamente los más importantes del plasma. Los electrolitos inorgánicos son los principales responsables de la presión osmótica del plasma sanguíneo.

2.3.2.3. Proteínas.

Las funciones de todas las proteínas plasmáticas consisten en el transporte de sustancias inespecíficas que se unen a ellas, el tamponado y la creación de la presión coloidosmótica (oncótica). Además, algunas proteínas plasmáticas transportan determinadas sustancias (por ej., lípidos), o bien constituyen coagulantes específicos o sustancias de defensa específicas y/o inespecíficas de antígeno.

Con excepción de las inmunoglobulinas (Ig), todas las proteínas plasmáticas se sintetizan en el hígado siguiendo un programa. Por el contrario, la síntesis de las inmunoglobulinas solamente se inicia tras la inducción con un antígeno. Los lugares de producción de las Ig son los órganos linfáticos, ej. ganglios linfáticos y bazo.

Las proteínas plasmáticas son: la albumina, el fibrinógeno y diversas globulinas. La albumina es una proteína que ayuda a mantener el agua del plasma en una

proporción equilibrada, transporta sustancias por sangre y tiene también la función de mantener la presión osmótica porque esta presión depende del número de moléculas presentes. Su plasma proteico es homogéneo y contiene pequeñas cantidades de carbohidratos. La concentración de la albumina varía según la especie pero generalmente está entre 2.5g/dl a 4.5g/dl en plasma o suero.

(Meyer, 2004, p. 158)

El hígado es la principal fuente de síntesis de albúmina, si las células hepáticas están dañadas la albúmina disminuirá.

Las globulinas son una fracción sumamente heterogénea, que suele estar compuesta de glucoproteínas, lipoproteínas y metaloproteínas. Las globulinas se pueden dividir en alfa-1, alfa-2, beta y gamma globulinas. Son los anticuerpos encargados de la defensa de nuestro organismo frente a las infecciones. Aumentan en procesos infecciosos, parasitosis, tumores, y en general con todo tipo de alteraciones que requieren una respuesta inmunitaria por parte del organismo.

2.3.2.4. Nitrógeno no proteico (NPN).

El equilibrio de los componentes orgánicos incluye a los compuestos de nitrógeno no proteínico o NNP (urea, ácido úrico, creatina, creatinina, aminoácidos, glutatión, xantina, hipoxantina). Cuantitativamente la urea constituye la fracción más importante, pues es el producto final del metabolismo proteico.

La presencia de creatina en la orina indica los procesos de descomposición muscular.

2.3.2.5. Lípidos.

A la sangre también llegan quilomicrones procedentes de la linfa, compuestos por triglicéridos (aprox. 90%), fosfolípidos) aprox. 4%), colesterol (aprox. 5%) y una envoltura proteica. Por eso después de una comida rica en grasas el suero es turbio.

2.3.3. Plaquetas.

”Se producen en la medula ósea a partir de los megacariocitos, estas se forman por la fragmentación citoplasmática megacariocítica y se liberan directamente a los vasos sanguíneos que rodean el espacio hematopoyético medular.” (Rebar, 2002, p. 117)

El tiempo de supervivencia de las plaquetas es relativamente corto. Sobreviven de 8 a 11 días en la circulación sanguínea. La vida media de las plaquetas es de 2 a 3 días.

“El tamaño es de 2.2 -3.7 μ en diámetro y 0,5 μ de espesor” (Meyer, 2004, p.117)

Las plaquetas jóvenes son grandes, a medida que envejecen, pierden fragmentos de membrana y se hacen más pequeñas.

Contienen tres tipos de gránulos citoplasmáticos unidos a la membrana

- Los gránulos alfa: tienen un aspecto rojizo o azurófilo en las plaquetas teñidas con Romanovsky. Estos son los gránulos más grandes y numerosos. Estos tienen factores de coagulación y de crecimiento, proteínas específicas de adhesión plaquetar y reparación (como el factor V, complejo factor VIII:v WF, tromboespondina, factor IV y factor de crecimiento derivado de plaquetas).
(Duncan y Prasses, 2005, p. 124).
- Los gránulos densos almacenan nucleótidos de adenina, calcio, magnesio y serotonina.
- Los lisosomas, el tercer tipo de gránulos contienen hidrolasas.

La principal función de las plaquetas es la prevención de la pérdida de sangre (hemostasis) mediante el mantenimiento rutinario de la continuidad e integridad del endotelio de los vasos sanguíneos, especialmente de los capilares. Las plaquetas previenen el debilitamiento del endotelio y cubren cualquier orificio que pudiera aparecer. Si esta reparación rutinaria no se hace, los eritrocitos salen de los vasos y se producen hemorragias petequiales. (Ettinger, 1991, p. 582)

La reparación menor del daño producido al endotelio es adheriéndose al colágeno subyacente y formando el tapón plaquetario (hemostasia primaria) para sellar el orificio y detener la pérdida de sangre. Después este tapón es reforzado por un coágulo de fibrina (hemostasia secundaria).

“Las plaquetas juegan un papel esencial en la inflamación debido a la interacción célula a célula y por la liberación de mediadores solubles, liberando sustancias vasoactivas como la serotonina y modulan la función de los neutrofilos” (Rebar, 2002, p.117)

Los casos en que podemos encontrar la trombocitosis son: Excitación, ejercicio, gestación, post-hemorragia posterior a traumatismos, fracturas y cirugías, post-esplenectomía, infección/inflamación aguda o crónica, deficiencia de hierro, inducido por fármacos., desórdenes mieloproliferativos, neoplasia maligna y afecciones gastrointestinales (pancreatitis, hepatitis, enfermedad inflamatoria intestinal y colitis).

Bush (1999) escribió que por el contrario la trombocitopenia suele darse por fármacos (antibióticos, diuréticos y antiinflamatorios) y compuestos químicos tóxicos, otras toxinas: urémicas/bacterianas/micóticas, infección, trombocitopenia de rebote: después de una transfusión, hipoadrenocorticismo, incremento en la destrucción o utilización de las plaquetas (infección: ehrliquiosis, coagulación intravascular diseminada, esplenomegalia y vacunación (moquillo y parvovirus). (p.234)

2.3.4. Leucocitos.

Los leucocitos o glóbulos blancos son mucho menos numerosos que los eritrocitos en la sangre circulante. Los eritrocitos realizan sus funciones en el torrente circulatorio, mientras que los leucocitos realizan las suyas predominantemente en los tejidos. Hay aproximadamente 600 eritrocitos por cada leucocito en el torrente circulatorio de los perros. Los leucocitos tienen una vida

comparativamente corta cuestión de unas horas en el caso de los linfocitos, y no más de 14 días en las células granulocíticas. (W.R. Kelly, 1980, p. 320).

Los leucocitos que se encuentran normalmente en la sangre se clasifican en granulocitos y agranulocitos.

Swenson (1999) Los granulocitos se caracterizan por tener gránulos específicos en su citoplasma. Según su reacción a la coloración, son neutrófilos, eosinófilos o basófilos. Los agranulocitos son los linfocitos y los monocitos. (p.30).

Existen tres métodos principales de recuento de leucocitos:

Recuento en cámara

Se diluye la sangre y los leucocitos se cuentan en la retícula de una cámara hemocitométrica de recuento.

La precisión es de $\pm 20\%$. Las partículas de polvo y otros artefactos, como los eritrocitos lisados, pueden ser contados como leucocitos.

Es mejor no utilizar pipetas de Thomas, ya que son extremadamente inexactas.

Sistemas electrónicos de recuento

Los utilizan los laboratorios comerciales. Después de diluir la sangre, los leucocitos se cuentan de forma automática mediante un contador electrónico (por ejemplo, un contador Coulter).

W.R. Kelly (1980) Normalmente la precisión es de $\pm 3-5\%$. Si se utilizan correctamente, estos recuentos son más precisos y reproducibles que los manuales. (p.158)

Los dos métodos anteriores requieren el uso de un líquido de dilución que también lise los eritrocitos; si se utiliza una concentración incorrecta del líquido hemolizante es posible que:

- Los eritrocitos persistan, aumentándose falsamente el recuento total de leucocitos (improbable).
- También se destruyan los leucocitos, disminuyendo el recuento total de leucocitos. Aunque la concentración del agente usante sea correcta, puede producirse destrucción de leucocitos si éstos son neoplásicos.

En ambos métodos anteriores se contarán los eritrocitos nucleados como si fueran leucocitos. Para obtener el recuento total de leucocitos verdadero puede realizarse la corrección sustrayendo el porcentaje de eritrocitos nucleados de ese número total por examen de la extensión sanguínea utilizada para el recuento diferencial de leucocitos.

El sistema hematológico QBC-V

Es un método sensible de medida de los componentes del *buffy coat*, que ofrece un valor aceptable del recuento total de leucocitos

Es posible distinguir y realizar recuentos de leucocitos que comprendan:

- Los granulocitos (neutrófilos y eosinófilos).

W.R. Kelly (1980) Los agranulocitos (linfocitos y monocitos) (p.159)

2.3.4.1 *Causas de leucocitosis y leucopenia.*

En caninos según la literatura, las causas de leucitosis mas representativas en la especie son: Infección bacteriana, efecto esteroidal, desórdenes linfoproliferativos, necrosis tisular e inflamación grave (sin infección), gestación/parto. En cuanto a la leucopenia se presentan en los siguientes casos enfermedades víricas, Infección bacteriana importante, anafilaxis, fármacos tóxicos y agentes químicos, neoplasia medula ósea, desordenes/neoplasias linfoproliferativas y mieloproliferativas

2.3.4.2. Clasificación de los leucocitos

2.3.4.2.1. *Granulocitos*

2.3.4.2.1.1. Neutrófilos.

Los neutrófilos son producidos en la medula ósea, se liberan a la sangre, circulan brevemente, y migran a los espacios tisulares o a las superficies epiteliales como las que existen en el sistema respiratorio, digestivo o urogenital. La medula ósea precisa de 4 a 6 días para la formación de nuevos neutrófilos y es capaz de mantener en reserva el aporte neutrófilos maduros para 5 días.

Rebar (2002) Es importante resaltar el proceso continuo de división celular, diferenciación, y maduración, también conocido como granulopoyesis; comienza con la diferenciación de las células pluripotenciales a mieloblastos que son las primeras células reconocidas de la serie granulocítica, luego los mieloblastos se dividen y diferencian secuencialmente en progranulocíticos y mielocitos, las subsiguientes generaciones consisten en metamielocitos, neutrófilos en banda, y neutrófilos segmentados. Estos últimos son las células posmitóticas que experimentan cambios nucleares y citoplasmáticos que las capacitan para realizar fagocitosis y tener actividad microbicida (p.76)

Su morfología se caracteriza por tener un tamaño de 12 a 15 μ en diámetro o de 2 a 2.5 veces el diámetro del eritrocito, el núcleo es lobulado o parcialmente segmentado con cromatina densa, de coloración púrpura oscura. es importante aclarar que las células que tienen un aspecto dentado pero sin segmentación se conocen como células en banda que son formas más jóvenes o inmaduras.

El Citoplasma se observa rosa pálido o azul claro finamente granular, liso.

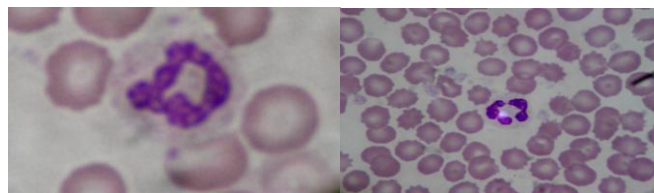


Figura 1. Neutrófilo Canino.

Fuente. Riveros y Cerquera.2009

Cuando obtenemos los resultados del cuadro hemático y la lectura de la lamina con un aumento en el porcentaje de neutrófilos inmaduros nos indica la presencia de una inflamación por el incremento en la demanda de neutrófilos, sin que la medula ósea logre cubrirla, lo cual tiene como resultado la liberación de células inmaduras a la circulación se conoce como desviación a la izquierda, pero si se encuentra un incremento de lobulaciones nucleares en los neutrófilos, según las diferentes especies. Indican una larga estancia de los neutrófilos en la circulación. La causa más frecuente es el hiperadrenocortismo. Los corticosteroides estabilizan las membranas celulares inhibiendo la migración neutrofila hacia los tejidos. Se conoce como desviación a la derecha sin olvidar que también se puede presentar en muestras envejecidas o en deficiencias de ácido fólico. (Ochoa, 2007, p. 59)

Es importante saber, que aunque no se presenta con frecuencia existen los neutrófilos tóxicos que nos indican la presencia de un proceso inflamatorio, y existen 5 formas de este tipo de células: basofilia focal (cuerpos de Dohle), basofilia difusa, vacuolización con basofilia difusa (verdadera toxicidad), granulación toxica y neutrófilos gigantes.

La función del neutrófilo requiere la cooperación y coordinación de la actividad celular dentro de sí mismo y las células del sistema vascular participan en la fagocitosis para defender al organismo de una infección o de materiales extraños, ya que fagocitan bacterias y otras partículas pequeñas. Se presentan en grandes cantidades en los sitios de inflamación. (Joyce, 1996, p. 981)

Swenson (1999) Al inicio de la infección, los neutrófilos producen pirógenos, que hacen que el centro termorregulador del cerebro, aumente la temperatura corporal (fiebre). Un aumento de la temperatura ayuda a los glóbulos blancos a combatir la infección y retarda la reproducción de las bacterias y los virus (p.35)

Entre las causas más importantes de neutrofilia en los caninos tenemos: Fisiológica: miedo/excitación/esfuerzo extenuante (neutrofilia leve), administración de glucocorticoides (o ACTH) (neutrofilia moderada), hiperadrenocorticismo (síndrome de Cushing), estrés crónico grave, necrosis e inflamación no debida a infección, infección, principalmente aguda (especialmente bacteriana) pero

también crónica, anemia hemolítica o hemorrágica grave, toxicidad estrogénica, desórdenes linfoproliferativos, gestación .

Meyer (2004) Según el reporte bibliográfico de este autor comenta que las causas más representativas en la neutropenia son: Infección; bacteriana aguda o crónica; vírica; protozoaria (toxoplasmosis sistémica aguda), fármacos tóxicos y agentes químicos, granulopoyesis ineficaz, tumores testiculares, shock anafiláctico, toxemia endógena, como uremia, neoplasia/necrosis de médula ósea (p.238)

2.3.4.2.1.2 *Eosinófilos.*

“Son producidos principalmente en la médula ósea a partir de células especializadas denominadas Unidad Formadora de Colonias de eosinófilos. Pero en menor grado también se produce en otros tejidos como bazo, timo y linfonódulos cervicales” (Micciullo, 2003, p. 40), son reconocibles en el estadio de mielocitos por la presencia de gránulos eosinófilos específicos.

La IL-5 sintetizada por los linfocitos T es la principal citoquina que estimula la producción de eosinófilos.

Entre las características morfológicas de los eosinófilos más importantes tenemos, su tamaño: 12 a 20 μ de diámetro, núcleo: lobulado o parcialmente segmentado con la cromatina densa, púrpura oscuro y citoplasma: Con gránulos naranja-rojizos redondo variables en tamaño y número. En ocasiones, el eosinófilo canino puede contener un único granulo grande y redondo que recuerda en tamaño y color a un eritrocito.

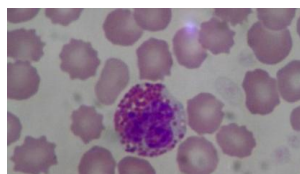


Figura 2. Eosinófilo Canino.

Fuente. Riveros y Cerquera.2009

Entre las funciones más importantes se encuentran:

La destrucción de parásitos. Cuando los antígenos, parásitos o alérgenos se unen a IgE específicas de los mastocitos, estimulan la degranulación de estos y se libera así histamina que atrae a los eosinófilos. (Rebar, 2002, p.90)

Los eosinófilos tienen una capacidad fagocítica o bactericida limitada y pueden desempeñar cierto papel en la destrucción de células neoplásicas.

Son atraídos hacia los sitios de las reacciones antígeno- anticuerpo y después que un animal se sensibilizó a un antígeno, la inyección de éste provocará que los eosinófilos aparezcan en grandes cantidades en el sitio de la inyección, donde pueden fagocitar a los complejos antígeno-anticuerpo.

Reducir inflamación y limitar su extensión

Entre las causas más importantes de Eosinofilia tenemos: Síndrome hipereosinofílico, daño tisular crónico, especialmente reacciones alérgicas, leucemia eosinofílica, parasitismo, hipoadrenocortisismo, terapia farmacológica, estrés y procesos purulentos. (Ochoa, 2007, p .60)

Por el contrario una eosinopenia se produce en casos de estrés agudo (adrenalina), estrés crónico (glucocorticoides), hiperadrenocortisismo, administración de esteroides/ACTH e Infección/inflamación aguda.

Según el estudio realizado por Micciullo (2003) en la facultad de ciencias veterinarias U.B.A de Argentina reportaron las causas más frecuentes de eosinofilia como primer lugar las producidas a nivel dermatológico con un 38%, mientras que la otitis ocupó un segundo lugar con 27% y las infecciones genitourinarias estuvieron como tercer causa de eosinofilia 23%. En relación con las neoplasias determinaron que existe mayor prevalencia de eosinofilia en los tumores mamarios 52%, luego los genitourinarios 15% seguido de linfomas con un 11%(p.401).

2.3.4.2.1.3. Basófilos.

Se producen en la medula ósea y comparten con los mastocitos una célula progenitora común. Los basófilos no se desarrollan hasta formar un mastocito, pero los dos tipos celulares presentan funciones similares.

La maduración en la medula ósea a través del metamielocito, banda y segmentado lleva alrededor de 2.5 días.

Este tipo de célula se caracteriza por tener un tamaño 12 a 20 μ de diámetro, núcleo lobulado segmentado y citoplasma púrpura claro o gris con unos pocos gránulos oscuros. En algunos basófilos los gránulos pueden ser escasos o ausentes e hidrosolubles que se tiñen con colorantes alcalinos.

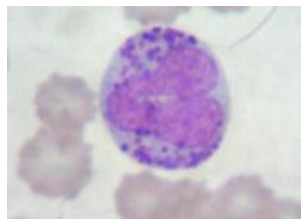


Figura 3. Basófilo Canino.

Fuente. Riveros y Cerquera.2009

“Su funcionamiento está ligado con los gránulos de los basófilos que contienen histamina y heparina; la histamina liberada por los basófilos y mastocitos juega un papel primordial en la reacción de hipersensibilidad inmediata como la que ocurre en la urticaria, anafilaxis y alergia aguda y la heparina inhibe la coagulación, con una importante función en la inflamación.” (Rebar, 2002, p.95)

Los basófilos y las células cebadas tienen receptores para la inmunoglobulina E (IgE), que se produce en las reacciones alérgicas. Por consiguiente, los compuestos que se liberan en las reacciones de hipersensibilidad ayudan a iniciar y facilitar los cambios inflamatorios que combaten al agente etiológico invasor.

Ochoa (2007) dice que los basófilos se ven aumentados en el cuadro hemático cuando un paciente está generando procesos alérgicos (hipersensibilidad inmediata), enfermedades inflamatorias purulentas localizadas, mastocitemia, hiperlipoproteinemia.; aunque también por la presencia de parásitos como nemátodos, tremátodos, o ectoparásitos ej.: dilofilariasis, infestación por garrapatas, o alergia a las pulgas. Raramente se observan basófilos en la sangre periférica, es difícil valorar una basopenia. Los glucocorticoides endógenos o exógenos ocasionan una reducción en los basófilos circulantes (p.61)

2.3.4.2.2. Agranulocitos

2.3.4.2.2.1. Linfocitos.

Los linfocitos de la sangre periférica pueden originarse tanto en medula ósea como en el timo.

Los linfocitos circulantes derivan aproximadamente un 70% del timo (linfocitos T) y un 30% de la medula ósea (linfocitos B).

Las características morfológicas principalmente son: tamaño de 9 a 12 μ , núcleo grande, redondo excéntrico, de cromatina agregada que se tiñe densamente y oscuro y un citoplasma: escaso y en forma de anillo delgado de color azul pálido.

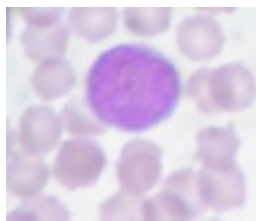


Figura 4. Linfocito Canino.

Fuente. Riveros y Cerquera.2009

Los linfocitos T participan tanto en la respuesta humoral mediada por anticuerpos, como en la inmunidad celular. Los linfocitos T responden a antígenos como hongos, trasplantes, células neoplásicas y organismos patógenos intracelulares.

Los linfocitos B están relacionados con la inmunidad humoral y producen anticuerpos contra bacterias y virus extracelulares. Los receptores para los antígenos están en la superficie de los linfocitos B.

La linfocitosis se presenta en circunstancias de miedo, excitación, actividad vigorosa, leucemia linfocítica y linfosarcoma, en estimulación antigénica prolongada: infección crónica, hipersensibilidad, autoinmunidad y post-vacunación, hipoadrenocorticismo y terapia farmacológica. (Gunher, 1982, p. 28).

“En cuanto a la presentación de linfopenia se observa en casos de estrés, hiperadrenocorticismo, corticoterapia, infecciones virales (distemper canino), atrofia linfoide, demodicosis generalizada e Insuficiencia renal crónica” (Ochoa, 2007, p. 59)

2.3.4.2.2.1.1. *Linfocitos reactivos.*

Los linfocitos estimulados por antígeno también se les conoce como linfocitos reactivos, inmunocitos o linfocitos de transformaciones linfoblasticas.

Estos representan una respuesta adecuada a una estimulación antigénica.

Tienen un tamaño generalmente de 15 a 20 μ , núcleo grande, patrón de cromatina reticular. Algunas veces puede presentar nucléolo y un citoplasma: abundante de color azul claro a oscuro. Pueden presentar zonas pálidas perinucleares.

2.3.4.2.2.1.2. *Linfocitos atípicos.*

Se pueden encontrar tanto en enfermedades infecciosas como neoplásicas, y son por lo tanto específicos. Generalmente son grandes con un núcleo dentado o dividido presentando gránulos azurófilos citoplasmáticos grandes.

2.3.4.2.2.2. *Monocitos.*

Se originan en las células del sistema mononuclear fagocítico (SMF) en el bazo y médula ósea.

Se liberan a la circulación periférica todavía como células inmaduras y se transportan a los tejidos en donde pueden diferenciarse en macrófagos, células epitelioides, o células inflamatorias gigantes multinucleadas.

Tienen un citoplasma abundante, de gris a azul grisáceo y ligeramente granular, tamaño de 15 a 20 μ y un solo núcleo de forma irregular, cromatina ligeramente reticulada.



Figura 5. Monocito Canino.

Fuente. Riveros y Cerquera.2009

La evolución continua de monocito a macrófago representa la segunda línea de defensa del sistema fagocítico circulante. Las funciones específicas del macrófago incluyen:

- Fagocitosis y destrucción de microorganismos, bacterias, especialmente intracelulares y/o aquellas que producen respuestas granulomatosas, fagocitosis de material extraño, detritus celulares y células muertas, dañadas y no funcionales.

- Regulación de la respuesta inflamatoria por medio de la liberación de mediadores inflamatorios (factores quimiotácticos, prostaglandinas, complemento, etc).
- Procesamiento de antígeno para su presentación a linfocitos; están implicados en iniciar la respuesta inmune.
- Participa en la regulación de las reservas de hierro del organismo hongos, protozoos y posiblemente virus.

Ochoa (2007), Se incrementa en casos de Inflammaciones crónicas y granulomatosas, degradación tisular, corticoterapia, estrés, leucemias, y edad avanzada. (p.60).

2.3.4.3. Cuentas leucocitarias diferenciales.

Las cuentas leucocitarias diferenciales se hacen a partir de un solo frotis sanguíneo teñido, al clasificar por lo menos 100 leucocitos, de acuerdo con su tipo. Se conocen los valores normales para cada especie de animal. Las cuentas diferenciales se realizan para determinar si el animal del que proviene la cuenta es saludable o no.

RECUESTO ABSOLUTO DEL TIPO DE LEUCOCITO (en $10^9/l$)

Recuento diferencial del tipo concreto (%) x recuento total de leucocitos ($10^9/l$)

100

Swenson (1999), Cuando se hacen cuentas leucocitarias diferenciales, los valores para cada tipo de leucocito se deben expresar como el número por microlitro de sangre y no por porcentaje. El porcentaje se necesita con la cuenta leucocitaria total para conocer el número de cada tipo de célula por microlitro de sangre, al multiplicar la cuenta total por el porcentaje conocido de cada célula. Si no se hace así, se puede llegar equivocadamente a valores relativos y cometer errores graves en las conclusiones (p. 38).

2.4. HEMOGRAMA COMPLETO

“El hemograma completo (HC) es un perfil de pruebas utilizado para describir la cantidad y calidad de los elementos celulares presentes en la sangre y de algunas sustancias halladas en el plasma.” (Willard, 2002, p. 11). El HC es un método de detección efectivo en relación con los costos, que detecta muchas anormalidades y cuadros patológicos.

2.4.1. ÍNDICES ERITROCITARIOS

2.4.1.1. Hematocrito (HCT).

Es la fracción (o proporción) de sangre ocupada por lo eritrocitos.

Las causas por las que puede aumentar el hematocrito son: Deshidratación, miedo/excitación, shock, ejercicio intenso, policitemia absoluta: shunt cardiaco derecha-izquierda/enfermedad alveolar crónica/tumores renales /desordenes endocrinos, esteroides anabolizantes, altitud y por causas de manejo de la muestra como evaporación/contacto prolongado con EDTA. (Bush, 1999, p.46)

Su disminución se ve reflejada en casos de anemia., final de la gestación., tranquilización y anestesia, hemólisis durante la extracción o después de esta y por exceso de EDTA/dilución/coágulos/contadores automáticos.

2.4.1. 2. Hemoglobina (HB).

La hemoglobina, el pigmento de los eritrocitos, es una proteína conjugada compleja, que contiene hierro y se compone de un pigmento y una proteína simple.

“La proteína es la globina, una histona. El color rojo de la hemoglobina se debe al heme, un compuesto metálico que contiene un átomo de hierro. La hemoglobina tiene cuatro cadenas polipeptídicas alfa, beta, gamma y delta. Cada una de las

cuatro cadenas se une a un grupo heme, lo que resulta en la molécula hemoglobina” (Swenson, 1999, p. 30).

La hemoglobina tiene relaciones fisiológicas importantes con el oxígeno. Durante el paso de los eritrocitos por los capilares pulmonares, la hemoglobina se combina con el oxígeno para formar oxihemoglobina la cual cede su oxígeno a los tejidos conforme circulan por los capilares sistémicos y se convierte de nuevo en hemoglobina.

Wolfgang (2002), Cuando se produce una oxigenación de hierro bivalente para pasar a trivalente se dice que se forma metahemoglobina o hemiglobina.

Dentro de las causas que aumentan la concentración de la hemoglobina están: Deshidratación, miedo/excitación, shock, ejercicio intenso, policitemia absoluta, esteroides anabolizantes y artefactos como evaporación/lipemia (p 206).

Causas de disminución de la concentración de la hemoglobina: anemia, al final de la gestación, en casos de tranquilización y sedación, en hemolisis (normalmente en el momento de la recogida o posterior a ella) y por diluciones con fluidos intravenosos/coagulación

2.4.1.3. Volumen corpuscular medio (VCM).

Es una medida del tamaño eritrocitario y representa el volumen de un solo eritrocito.

Se calcula como:

$$\text{VCM (en fl)} = \frac{\text{Valor hematocrito (en \%)} \times 10}{\text{Recuento de eritrocitos (10}^6\text{/l)}}$$

“Su incremento se produce en casos de: Reticulocitosis, eritrocitos maduros grandes, hipertiroidismo, eritrocitos nucleados, macrocitosis hereditaria, estomatosis, hemoaglutinación (anemia hemolítica inmunomediada) y en casos cuando la muestra esta antigua.” (Barger, 1999, p. 503).

Se refleja una disminución en el cuadro hemático cuando existe un déficit absoluto de Fe (reducción de reservas medulares, ferritina y sideremia, hemorragias crónicas, anastomosis portosistémicas, muestras con exceso de anticoagulante, y reacciones agudas de eritrocitos a líquidos hipertónicos (hiperglucemia, hipernatremia, azotemia).

2.4.1. 4. *Concentración media de hemoglobina corpuscular (CMHC).*

Es una medida de la concentración de hemoglobina en los eritrocitos. Indica el peso de la hemoglobina (en gramos) en un decilitro (es decir ,100 ml) de eritrocitos (no en un decilitro de sangre completa).

$$\text{CMHC} = \frac{\text{Hemoglobina (en g/dl)} \times 100}{\text{Valor hematocrito (en \%)}}$$

Notamos que puede aumentar en casos de hemolisis: in vitro o in vivo, Ictericia, esferocitos formados por pérdida de la membrana, transfusión con solución transportadora de O₂ a base de Hb y en interferencia espectrofotométrica (turbidez/color) como en la lipemia posprandial, diabetes, Cushing, pancreatitis, hipotirodismo, hiperlipemia del Schnauzer, hepatopatía, neuropatía, y disminuye en casos de reticulocitosis (anemia regenerativa), déficit absoluto de Fe (reducción de reservas medulares y ferritina), deficiencia de cobre y deficiencia de vitamina B₆.

2.4.1. 5. *Hemoglobina corpuscular media (HCM).*

También indica el contenido en hemoglobina de los eritrocitos (siendo el peso de hemoglobina en un eritrocito medio), se calcula a partir de las dos determinaciones menos precisas, el recuento de eritrocitos y la concentración de hemoglobina, se expresa en picogramos.

$$\text{HCM} = \frac{\text{Hemoglobina (g/l)}}{\text{Recuento de eritrocitos (10}^{12} \text{/l)}}$$

2.5. MODELO ESTADISTICO

2.5.1. Estadística descriptiva.

Se refiere a la recolección, presentación, descripción, análisis e interpretación de una colección de datos, esencialmente consiste en resumir éstos con uno o dos elementos de información (medidas descriptivas) que caracterizan la totalidad de los mismos. La estadística Descriptiva es el método de obtener de un conjunto de datos conclusiones sobre sí mismos y no sobrepasan el conocimiento proporcionado por éstos.

Dentro de los conceptos básicos en la estadística según los autores consultados podemos definir qué:

“La media es lo que casi todos llamamos promedio de un conjunto de números, solo hay que sumar todas las piezas de datos(x) unas a otras (esta idea se expresa como \sum de x) y dividir la suma entre el número de piezas de datos (n).” (Jhonson, 1976, p. 36).

$$\text{Media} = \frac{\sum x}{n}$$

“Mediana es la medida de tendencia central que implica el valor que está en medio, cuando los valores originales de los datos se presentan en orden de magnitud creciente (o decreciente).” (Triola, 2004, p. 61).

Moda es un cuando en un conjunto de mediciones un valor ocurre con mayor frecuencia.

Si dos valores tienen la misma frecuencia o aproximadamente la misma, se dice que el conjunto es bimodal, etc.

Desviación Estándar es un tipo de desviación promedio de los valores, con respecto a la media.

$$\sigma = \sqrt{\frac{\sum(\bar{x} - x)^2}{n - 1}}$$

Varianza es la distancia de cualquier medida del conjunto con respecto a la media de este

”Rango mide la extensión total de un conjunto de datos. Para encontrar el rango de una población restamos la medición más pequeña de la más grande en la población.” (Chritensen, 2004, p. 105)

Rango= (Rango Máximo)- (Rango Mínimo)

3. MATERIALES Y METODOS

3.1 LOCALIZACIÓN.

El proyecto se llevó a cabo en la ciudad de Bogotá la cual se dividió en las siguientes localidades: Usaquén, Chapinero, San Cristóbal, Kennedy, Fontibón, Suba, Barrios Unidos, Teusaquillo, Puente Aranda, Rafael Uribe Uribe, y también en el departamento de Cundinamarca en los municipios de Chía, Cajicá, Sopó y Tenjo.

Las muestras se procesaron en el Laboratorio Clínico de la Clínica veterinaria de La Universidad De La Salle.

3.2. POBLACIÓN Y MUESTRA.

Para la realización de la investigación se utilizo 300 caninos sanos con un rango de edad de 2 a 6 años, en los cuales se tomó una muestra de 3.0 ml con una jeringa de 5ml, aguja calibre 20-22.

3.3. VARIABLES.

Localidad

Peso

Glóbulos blancos

Glóbulos rojos

Plaquetas

Hematocrito

Hemoglobina

Hemoglobina corpuscular media

Volumen corpuscular medio

Concentración media de hemoglobina corpuscular

Neutrófilos

Linfocitos

Monocitos

Eosinófilos

Basófilos

3.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.

Para el análisis de nuestro proyecto utilizamos la estadística descriptiva como implemento para resumir y describir una población de 300 caninos. Vale la pena resaltar que los datos obtenidos del equipo hematológico y del conteo diferencial manual se tabularon para hallar un valor numérico y así obtener los promedios que se describen en la tabla 3 y 4

3.5. MÉTODOS Y PROCEDIMIENTOS.

Para la toma de muestras sanguíneas se dividió a Bogotá según las siguientes localidades: Usaquén, Chapinero, San Cristóbal, Kennedy, Fontibón, Suba, Barrios Unidos, Teusaquillo, Puente Aranda, Rafael Uribe Uribe; y también se tomo muestras en el Departamento de Cundinamarca en los municipios de Chía, Cajicá, Sopó y Tenjo.

Se realizó un examen clínico completo para determinar un estado de salud óptimo.

Para la toma de muestra ubicamos al animal en el borde de la mesa. Y se sostiene los brazos en el borde de la mesa, inclinar el cuello hacia

Tabla 3. Valores determinados en 300 caninos por medio de la estadística descriptiva

	<i>WBC</i>	<i>RBC</i>	<i>PLAQUETAS</i>	<i>HTO</i>	<i>HB</i>	<i>VCM</i>	<i>HCM</i>	<i>VCHC</i>
Media	11,8437	7,68426667	276,485333	52,8446333	18,0736333	68,9428368	23,667	34,1594244
Error típico	0,18494172	0,05256268	4,13146155	0,32553469	0,11819885	0,335447	0,10596287	0,11848236
Mediana	11,505	7,73	269,85	53	18,2	69,35	23,8	34,1
Moda	8,81	7,85	210	50	18,2	72	23,3	34
Desviación estándar	3,20328447	0,91041234	71,5590131	5,63842629	2,04726422	5,81011251	1,8353308	2,05217474
Varianza de la muestra	10,2610314	0,82885063	5120,69236	31,791851	4,19129077	33,7574073	3,36843913	4,21142116
Curtosis	0,38442734	0,86061335	0,27266804	-0,21366851	0,37172225	1,78015745	4,93137701	0,75676346
Coefficiente de asimetría	0,66542751	0,22575071	0,6434836	-0,17102227	-0,31576194	-0,77617577	-0,73663897	0,02930936
Rango	16,21	6,04	369,6	30,91	13,5	37,6	16,4	13,8
Mínimo	5,56	5,16	142,8	37	11,8	49,5	16,9	28,8
Máximo	21,77	11,2	512,4	67,91	25,3	87,1	33,3	42,6
Suma	3553,11	2305,28	82945,6	15853,39	5422,09	20682,851	7100,1	10247,8273
Cuenta	300	300	300	300	300	300	300	300

Tabla 4. Valores determinados en 300 caninos por medio de la estadística descriptiva

	<i>NEUTRÓFILOS</i>	<i>LINFOCITOS</i>	<i>EOSINÓFILOS</i>	<i>MONOCITOS</i>	<i>BASÓFILOS</i>	<i>BANDAS</i>
Media	65,3066667	25,1833333	5,72666667	2,98333333	0,16333333	0,12
Error típico	0,52214918	0,44347011	0,21497937	0,11128702	0,03185052	0,02049553
Mediana	66	24	5	3	0	0
Moda	71	24	4	2	0	0
Desviación estándar	9,04388902	7,68112761	3,72355185	1,92754776	0,55166718	0,35499305
Varianza de la muestra	81,7919287	58,9997213	13,8648384	3,71544036	0,30433668	0,12602007
Curtosis	1,72823658	0,35509952	1,88355843	-0,18134473	16,5969804	8,89940134
Coefficiente de asimetría	-0,85630036	0,59112456	1,10931101	0,59638265	3,91263623	3,00420775
Rango	58	43	22	8	4	2
Mínimo	27	9	0	0	0	0
Máximo	85	52	22	8	4	2
Suma	19592	7555	1718	895	49	36
Cuenta	300	300	300	300	300	300

atrás con la nariz hacia arriba; de manera que se forma un plano vertical entre éstos dos puntos. Desinfectamos en la zona de la yugular para la venopunción.

Se tomó la muestra con una jeringa de 5ml, con una aguja calibre 20-22, con una cantidad mínima de muestra de 3.0 ml.

La muestra obtenida se vierte en un tubo que contiene 2 gotas de EDTA y se mezcla con el anticoagulante (invirtiendo suavemente el tubo varias veces) inmediatamente después de colocar el tapón. (Figura 6.)



Figura 6. Muestra sanguínea en el tubo con EDTA

Fuente. Riveros y Cerquera. 2009

Cada muestra se rotuló con la identificación del animal (nombre, edad, raza, sexo) luego se almacenó en una nevera de icopor que va a estar a una temperatura de 4°C. (Figura 7.)



Figura 7. Identificación y almacenamiento de la muestra

Fuente. Riveros y Cerquera. 2009

La muestra se procesó en el laboratorio de la Universidad de la Salle el mismo día que se recolectó, para así obtener los valores del cuadro hemático de cada animal. (Figura 8.)



Figura 8. Procesamiento en el equipo Diatron Arcus

Fuente. Riveros y Cerquera.2009

Paralelamente se realizará un extendido con coloración de Wright, para hacer un conteo diferencial de las células de línea blanca y plaquetas. (Figura 9.)

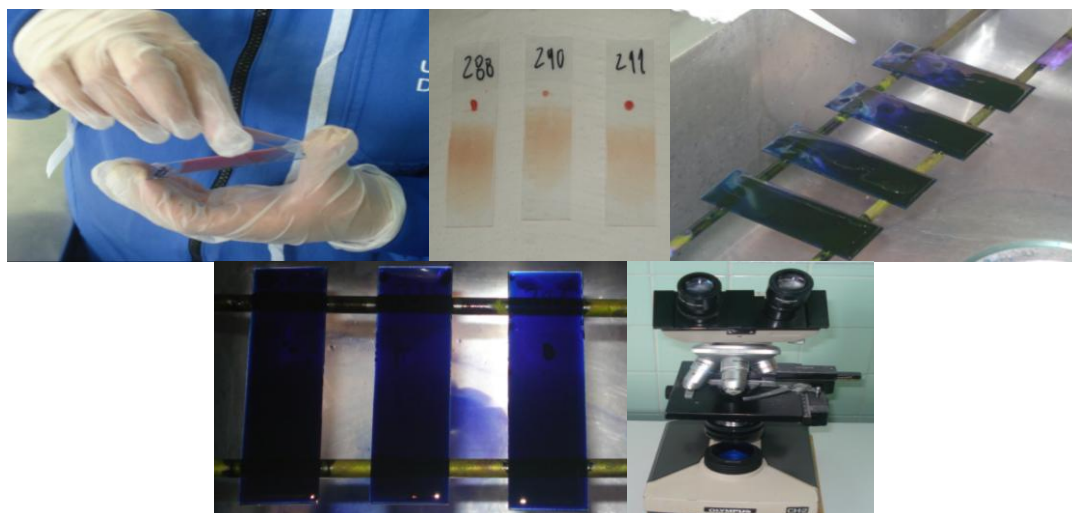


Figura 9. Tinción y lectura de la lámina

Fuente. Riveros y Cerquera.2009

Adicionalmente se corrigió el valor del hematocrito manualmente, al realizar la técnica de microhematocrito manual se debe saber que Joyce (1996), existen errores tanto de la persona que lo realiza como del instrumento; y afectar la relación entre la cantidad de glóbulos rojos totales con el hematocrito ya que elevaría su porcentaje. (p. 981) (Figura 10).

Esto se puede detectar periódicamente con pruebas de estandarización comerciales de sangre o comparando los resultados con los obtenidos en el laboratorio diagnóstico.



Figura 10. Centrifuga de microhematocrito

Fuente. Riveros y Cerquera.2009

Por normas de bioseguridad la sangre se descarto en un recipiente, los tubos y las jeringas por ser de material plástico se eliminaban en biosanitarios y las agujas en el guardián.

Por último se realizó la estadística según los valores obtenidos.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De acuerdo a nuestra investigación y a los resultados obtenidos por medio de la estadística descriptiva determinamos cuales fueron los rangos de cada índice hematológico de un grupo de 300 animales muestreados, hallando el valor menor y mayor. Tabla 5 y 6. haciendo una comparación entre las bibliografías referenciadas por diferentes autores que se utilizan cotidianamente en las clínicas de pequeños animales y así correlacionar que valores aumentaron o disminuyeron de acuerdo a los que utiliza el laboratorio clínico de pequeños animales en la universidad de la Salle, Referenciado en la Tabla 7 y 8.

En base a la interpretación de la terminología estadística comenzamos a describir de acuerdo a los resultados obtenidos los hallazgos significativos de los valores de la media en nuestro proyecto.

Recuento eritrocitario (RBC) y plaquetario

Los eritrocitos se caracterizaron en presentar una media de $7,68426667 \times 10^6/\mu\text{l}$ según la tabla 3 se encuentra dentro del rango establecido por ende no cambio el HTO (52,8446333%), HB (18,0736333 gr/dl), VCM (68,9428368Fl), HCM (23,667pg), VCHC (34,1594244gr/dl).

Se pude deducir que la fracción ocupada por los eritrocitos (Hto) se mantuvo dentro del rango normal establecido sin ser afectado por causas fisiológicas como el miedo, excitación o ejercicio, y a nivel de laboratorio por errores en el manejo de la muestra como tiempo prolongado del tubo sin tapón, o sangre en contacto por varios días con EDTA.

Tabla 5. Rangos hematológicos en 300 caninos de la ciudad de Bogotá y municipios.

RANGOS/PARAMETROS	WBC	RBC	PLAQUETAS	HTO	HB	VCM	HCM	VCHC
MENOR	8,64041553	6,77385433	195,92632	47,206207	16,0323006	63,1327243	21,8316692	32,1072497
PROMEDIO	11,8437	7,68426667	267,485333	52,8446333	18,0795652	68,9428368	23,667	34,1594244
MAYOR	15,0469845	8,59467901	339,044346	58,4830596	20,1268294	74,7529493	25,5023308	36,2115991

Tabla 6. Rangos hematológicos de línea celular blanca en 300 caninos de la ciudad de Bogotá y municipios.

RANGOS/PARAMETROS	NEUTRÓFILOS	LINFOCITOS	EOSINÓFILOS	MONOCITOS	BASÓFILOS	BANDAS
MENOR	56,2627777	17,5022057	2,00311482	1,05578557	-0,3883339	0,23499305
PROMEDIO	65,3066667	25,1833333	5,72666667	2,98333333	0,16333333	0,12
MAYOR	74,3505557	32,8644609	9,45021852	4,07608811	0,71500051	0,47499305

Tabla 7. Rangos hematológicos en caninos de acuerdo a referencias bibliográficas

AUTOR/ RANG	WBC	RBC	PLAQ	HTO	HB	VCM	HCM	VCHC
Meyer (2007,p. 427)	6-17 * 10 ⁹ μ/l	5.4-7.8 *10 ⁶ μ/l	100-430 * 10 ⁹ μ/l	0.37-0.54 fracción volumen	130-190 g/l	64-74 fl	22-27 pg	340-360 gr/l
Rebar(2002,p.219)	6.000-17500 μ/l	6-8 * 10 ⁶ μ/l	200.000- 400.000μ/l	37-55 %	12-18 gr/dl	600-77 fl	19-24 pg	31-35 gr/dl
Salle (laboratorio clinico)	6-17 *10 ³ /μl	5.4-7.8 *10 ⁶ /μl	160-430*10 ³ /μl	37-54 %	13-19gr/d	62-74 fl	22-27 pg	32-36 gr/dl
Shalms (2002,p.1233)	5.400- 16.600 μ/l	5.50-8.63 *10 ⁶ /μl	176-463 * 10 ³ /μl	37.3-62 %	13-20.5 gr/dl	58-83 fl	22.2-26.2 pg	31.6-36.5 %
Duncan (2005,p.415)	5-14.1 *10 ³ /μl	4.95- 7.87*10 ⁶ /μl	211-621 * 10 ³ /μl	35-57 %	11.9-18.9gr/dl	66-77 fl	21.0-26.2 pg	32.0-36%
Helmut (1998,p.274)	6.000- 12.000 μ/l	5.5- 8.5*10 ¹² /μl	200-600*10 ⁹ /μl	37-52%15- 19	15-19 gr/dl	60-77 fl	17-23 pg	----
Ochoa (2007,p.338)	6-17*10 ⁹ /l	5.5- 8.5*10 ¹² /l	200-600*10 ¹² /l	0.37-0.55 L/L	120-180gr/l	600-77 fl	19.5-24.5 pg	320-360gr/l
Durv (2000, p. 344)	6.000- 12.000 μl	5.5-8.5*10 ⁶ /l	150-500 * 10 ³ /μl	44-52 %	15-19 gr/dl	60-77 fl	17-33 pg	31.34 gr/dl
Day (2000,p. 308)	6-18*10 ⁹ /l	5.4-8*10 ¹² /l	150-400*10 ⁹ /l	0.35-0.55 L/L	120-180 gr/l	65-75 fl	22-25 pg	430-370 gr/l
Gregg (2000,p.155)	6.000- 18.000mm3	6- 9*10 ⁶ /mm3	-----	-----	15-18mg/dl	60-77 fl	19-23 pg	31-34 gr/dl
BUSH (1999,p.157)	6-17*10 ⁹ /l	5.5- 8.5*10 ¹² /l	200-500 *10 ⁹ /μl	24-34 %	8-11 gr/dl	60-77 fl	19-5-24.5 pg	32-36 gr/dl
Central de urgencias	6.0-17.0*10 ⁹	5.5-	200-900* 10 ⁹ /l	0.37-0.55	120-180 g/l	60-77 fl	-----	300-360 g/l

veterinarias(patología clínica)	/l	$8.5 \times 10^{12} /l$		L/L				
Laborvet(laboratorio clínico veterinario)	8.5 – 11.5 x 10 ⁹ /L	5.4 – $7.6 \times 10^{12} /l$	160-430* 10 ⁹ /l	37-54 fracción volumen	130-190 g/l	64 -74 fl	22-27 pg	340-360 g/l
Proyecto	8.6-15 *10 ³ /μl	6.7- $8.6 \times 10^6 /\mu l$	196- 339 *10 ³ /μl	47.2 – 58.4 %	16 – 20 gr/d	63 – 74.7 fl	21.8 – 25.5 pg	32 – 36.2 gr/dl

Tabla 8. Rangos de línea celular blanca en caninos de acuerdo a referencias bibliográficas

AUTOR/RANGO	NEUTRÓFILOS	LINFOCITOS	MONOCITOS	EOSINÓFILOS	BASÓFILOS
Meyer (2007,p. 427)	3-11.5* 109μ/l	1-4.8* 109 μ/l	0.15-1.35* 109μ/l	0.1-1.25* 109 μ/l	< 0.1 * 109 μ/l
Rebar(2002.p.219)	3.000-11.500	1.000-4.800	150-1.350	100-1250	0
Salle (laboratorio clinico)	50-67 %	16-28 %	3-10 %	3-7 %	< 1
Shalms (2002,p.1233)	32.000-10.700μ/l	800-5.600 μ/l	0-1.100 μ/l	0-2.400 μ/l	-----
Duncan (2005,p.415)	2.9-12.0* 10 ³ /μl	0.4-2.9* 10 ³ /μl	0.4-1.4* 10 ³ /μl	0.01-1.3* 10 ³ /μl	0.0-0.4* 10 ³ /μl
Helmut (1998,p.274)	55-75%	12-32%	0-5%	0-5%	0-1%
Ochoa (2007,p.338)	60-70%	12-30%	3-10%	3-10%	0-1%
Durv (2000, p. 344)	0.4%	13-30 %	0-4%	0-4%	raro
Day (2000,p. 308)	3-12*10 ⁹ /l	3-12*10 ⁹ /l	0.1-0.8*10 ⁹ /l	0.1-0.9*10 ⁹ /l	0-0.02*10 ⁹ /l
Gregg (2000,p.155)	6.600-8.500 mm3	1.300-3.300 mm3	330-1.100 mm3	0.1-1.100 mm3	raro
BUSH (1999,p.157)	60-77%	3-10%	12-30 %	2-10 %	Raro
Central de urgencias veterinarias(patología clinica)	3.8-10.5*10 ⁹ /l	1.0-4.8*10 ⁹ /l	0.1-1.4*10 ⁹ /l	0.1-0.9*10 ⁹ /l	Raros
Laborvet(laboratorio clínico veterinario)	60.0 – 77.0 %	11.0 – 18.0 %	2.0-7.0 %	2.0 – 5.0%	-----
Proyecto	56.2 – 74. 3 %	17.5 – 32. 8 %	1 – 4 %	2 – 9. 4 %	-0.3 – 0.7 %

Por ser directamente proporcional los eritrocitos con los índices de VCM, HCM, VCHC; no se presentó un cambio representativo ya que sí algunos eritrocitos hubieran mostrado un cambio en el volumen, tamaño o en la pigmentación, el efecto total podría ser insuficiente para modificarlos de su intervalo normal.

El recuento total de plaquetas, se caracterizó por presentar una media $276,485333 \times 10^3 /\mu\text{l}$, según la tabla 7, nos indican que está dentro del rango normal.

Recuento leucocitario (WBC)

Presentó un promedio de $11,8437 \times 10^3 /\mu\text{l}$, estando dentro de los rangos normales en caninos según revisión bibliográfica presentada en la tabla 7.

En el conteo manual diferenciado de las células blancas, por medio del extendido sanguíneo con tinción Wright, se halló dentro del rango normal para la especie, teniendo en cuenta que no se utilizó el promedio que nos arrojaba el equipo de hematología, ya que este da un valor por grupo celular (granulocíticos y agranulocíticos), sin especificarnos cada línea celular. Véase en la Tabla 8.

Tras un análisis estadístico de los 300 caninos en la ciudad de Bogotá y criaderos los promedios se encontraron dentro del rango normal como lo demostramos anteriormente, pero al hacer el análisis por localidades y criaderos existieron algunos promedios que se caracterizaron por estar fuera de estos se acercaban al límite superior o inferior. Véase en la tabla 9 y 10

Tabla 9. Promedios hematológicos en caninos de acuerdo a las localidades

<i>Localidades/Promedio</i>	<i>WBC10*3/μl</i>	<i>RBC10*6/μl</i>	<i>PLAQUETAS 10*3 / μl</i>	<i>HTO %</i>	<i>HB gr/dl</i>	<i>VCM fl</i>	<i>HCM pg</i>	<i>VCHC gr/dl</i>
Suba	12,4486364	7,99409091	273	54,2272727	18.9136364	67.8136364	23.6727273	34,6417355
Barrios Unidos	11,4845455	7,36318182	296,672727	50,7959091	17,4	69,3272727	23,6909091	34.2409091
Teusaquillo	12,3509091	7,73545455	257,059091	53,6363636	18,8818182	69,3231818	24,4954545	35,1042438
Puente Aranda	10.0927273	7.42772727	256.2	51.7595455	17.7763636	69.7863636	23.9363636	34.3136364
Usaquén	11.9095652	7.90043478	255.195652	54.8513043	18.4956522	69.1130435	23.5130435	33.5304348
Chapinero	9.95652174	7.45565217	283.5	51.6521739	17.6695652	69.142247	23.9434783	34.6352657
Kennedy	12.473913	7.5926087	255.926087	52.5547826	18.0565217	69.1130435	23.9565217	34.5695652
Fontibón	12.2459091	7.52590909	269.659091	52.8445455	18.4731818	70.0181818	24.4954545	34.85
San Cristóbal	11.9668182	7.89454545	267.081818	54.2318182	18.5818182	69.7420877	23.7727273	34.0356902
Rafael Uribe Uribe	11.64	7.47409091	301.731818	52.4386364	18.1772727	70.35	24.1318182	34.0611111
Criaderos	12.939359	7.82	288.542821	52.5876923	17.6294872	67.5877362	22.6692308	33.6150644

Tabla 10. Promedios de línea celular blanca en caninos de acuerdo a las localidades

LOCALIDADES/PROMEDIO	NEUTRÓFILOS %	LINFOCITOS %	EOSINÓFILOS %	MONOCITOS %	BASÓFILOS %	BANDAS %
Suba	66,4545455	24,4090909	5,31818182	3,54545455	0,04545455	0,272727272
Barrios Unidos	65,5454545	24,6818182	6,18181818	3,40909091	0,13636364	0,09090909
Teusaquillo	65,9545455	27,2272727	4,45454545	2,13636364	0,09090909	0,22727273
Puente Aranda	68,2727273	24,2272727	4,13636364	3,22727273	0	0,13636364
Usaquén	62,5652174	24,6956522	5,17391304	3,04347826	0,04347826	0,13043478
chapinero	65,173913	24,173913	5,2173913	2,82608696	0,08695652	0,13043478
Kennedy	65,9565217	24,6956522	6,43478261	2,47826087	0,13043478	0,04347826
Fontibón	62,7727273	27,2272727	6,95454545	2,81818182	0	0,18181818
San Cristóbal	67,0454545	23,9090909	5,77272727	2,77272727	0,22727273	0,22727273
Rafael Uribe	66,0909091	24,8636364	6,04545455	2,95454545	0	0,04545455
Criaderos	64,3461538	25,5384615	6,58974359	3,1025641	0,44155844	0,03896104

Los índices hematológicos que se afectaron según la localidad fueron:

Suba el cual presentó un promedio de glóbulos rojos (RBC) del 7.99409091×10^6 / μ l, aunque su incremento no fue tan marcado pueden existir algunas causas que hicieron variar este rango como son: “miedo o excitación al momento de tomar la muestra, porque se produce una contracción esplénica forzando a los eritrocitos a salir a la circulación” (Bush, 1999, p. 140).

Puente Aranda se caracterizó por tener un promedio de neutrófilos del 68,2727273 %, por encima del rango normal (50-67% Laboratorio Clínica Universidad de la Salle). Como lo reporta la literatura este aumenta por estrés crónico grave, miedo, excitación o esfuerzo extenuante, concluyendo así que al ser animales de guardia su esfuerzo físico y estrés se ve reflejado en esta línea celular.

Usaquén su promedio total de hematocrito fue de 54.8513043 %, aunque el rango es de (37-54% Laboratorio Clínica Universidad de la Salle), no es tan significativo. Estos perros se caracterizan según la anamnesis por estar en colegios donde están en constante actividad, elevando la concentración del hematocrito, como se reporta en la literatura el ejercicio intenso es una de las causas fisiológicas para que este índice aumente.

Fontibón y criaderos La línea celular que presentó un aumento fue los eosinófilos con un valor de 6.95454545% en la localidad de Fontibón y 6,58974359% en criaderos, sabiendo que el parámetro normal es de (3-7 % Laboratorio Clínica Universidad de la Salle) se aproximaron al límite superior; por consiguiente es importante saber que cuando existe un aumento puede ser por parasitismos externos o internos y reacciones alérgicas, correlacionando así la infestación por pulgas y la no desparasitación

De acuerdo a los promedios de los parámetros hematológicos demostrados en las tablas 11 y 12, la variable peso no fue representativa, ya que todos los valores se mantuvieron dentro del rango establecido.

Tabla 11. Promedios hematológicos en caninos de acuerdo a los pesos.

<i>PESOS /PROMEDIO</i>	<i>WBC10*3/μl</i>	<i>RBC10*6/μl</i>	<i>PLAQUETAS 10*3 / μl</i>	<i>HTO %</i>	<i>HB gr/dl</i>	<i>VCM fl</i>	<i>HCM pg</i>	<i>VCHC gr/dl</i>
0-10 KG	11,9881667	7,71816667	282,065	53,8805	18,4483333	69,615	23,9683333	34,21
11-20 KG	11,0773333	7,68816667	281,641667	53,5376667	18,3718333	69,92	23,8266667	33,92
21-30 KG	11,1108333	7,5385	264,145	51,5988333	17,895	68,655	23,9383333	34,7378718
31-40 KG	12,1103333	7,74716667	267,925	51,8483333	17,808	67,1527558	23,2066667	34,372129
> 40 KG	12,9318333	7,72933333	286,65	53,3578333	17,845	69,3714282	23,395	33,557121

Tabla 12. Promedios de línea celular blanca en caninos de acuerdo a los pesos

<i>PESOS /PROMEDIO</i>	<i>NEUTRÓFILOS %</i>	<i>LINFOCITOS %</i>	<i>EOSINÓFILOS %</i>	<i>MONOCITOS %</i>	<i>BASÓFILOS %</i>	<i>BANDAS %</i>
0-10 KG	66,0833333	24,15	6,41666667	2,95	0,1	0,16666667
11-20 KG	64,85	26,3333333	5,58333333	3	0,1	0,13333333
21-30 KG	64,45	25,4333333	4,41666667	3,08333333	0,01666667	0,1
31-40 KG	65,3833333	25,8	5,61666667	2,9	0,13333333	0,18333333
> 40 KG	65,7666667	24,2	6,6	2,98333333	0,46666667	0,01666667

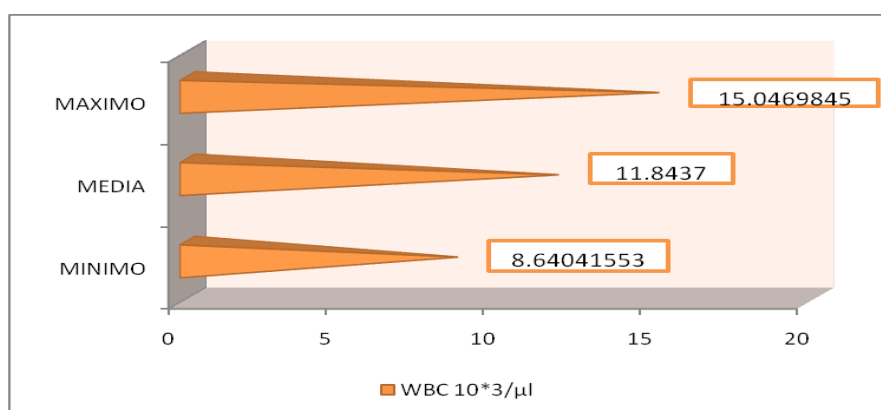
4.1 RANGOS HEMATOLÓGICOS DE LA INVESTIGACION

4.1.1. Glóbulos blancos.

Tabla 13. Rangos de glóbulos blancos en caninos de Bogotá y Criaderos.

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
WBC $10^3/\mu\text{l}$	8.64041553	11,8437	15.0469845

Gráfica 1. Rangos de glóbulos blancos en caninos de Bogotá y Criaderos.



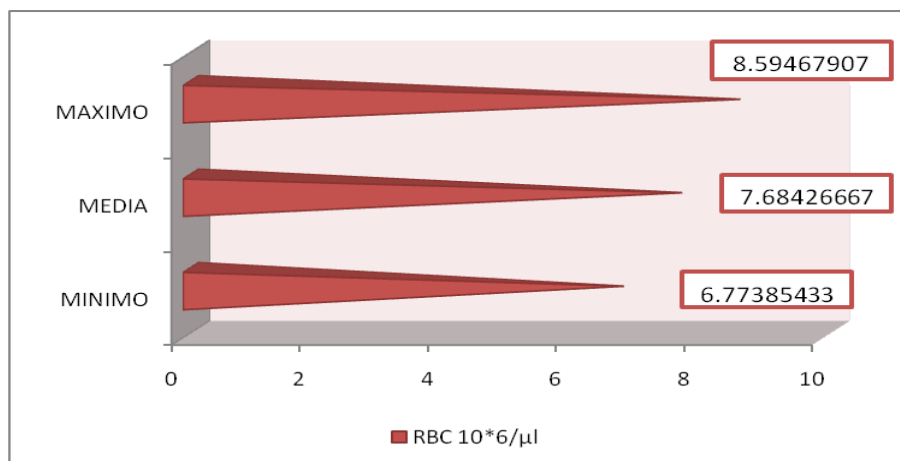
El promedio de los glóbulos blancos fue de $11.8437 \times 10^3/\mu\text{l}$ hallando un valor mínimo de $8.64041553 \times 10^3/\mu\text{l}$ y un valor máximo de $15.0469845 \times 10^3/\mu\text{l}$.

4.1.2. Glóbulos Rojos.

Tabla 14. Rangos de glóbulos rojos en caninos de Bogotá y Criaderos.

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
RBC $10^6/\mu\text{l}$	6.77385433	7,68426667	8.59467901

Gráfica 2. . Rangos de glóbulos rojos en caninos de Bogotá y Criaderos.



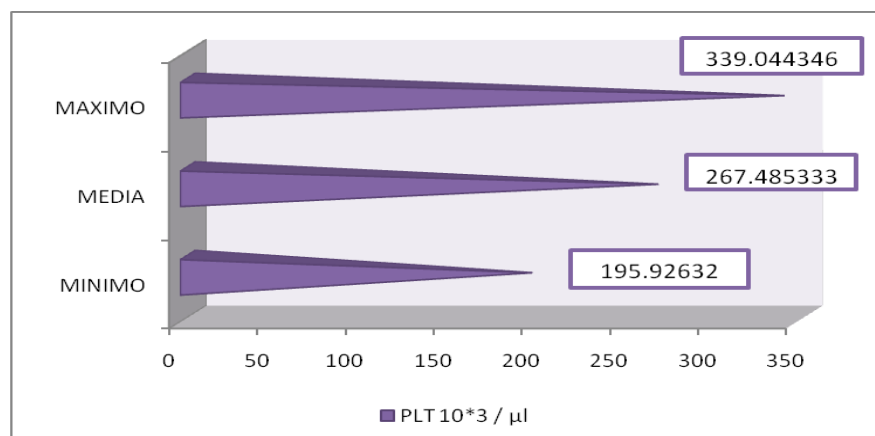
Los glóbulos rojos determinaron un mínimo de $6.77385433 \times 10^6/\mu\text{l}$, promedio de $7,68426667 \times 10^6/\mu\text{l}$ y un máximo de $8.59467901 \times 10^6/\mu\text{l}$.

4.1.3. Plaquetas.

Tabla 15. Rangos de plaquetas en caninos de Bogotá y Criaderos.

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
PLT $10^3/\mu\text{l}$	195,92632	267,485333	339,044346

Gráfica 3. Rangos de plaquetas en caninos de Bogotá y Criaderos.



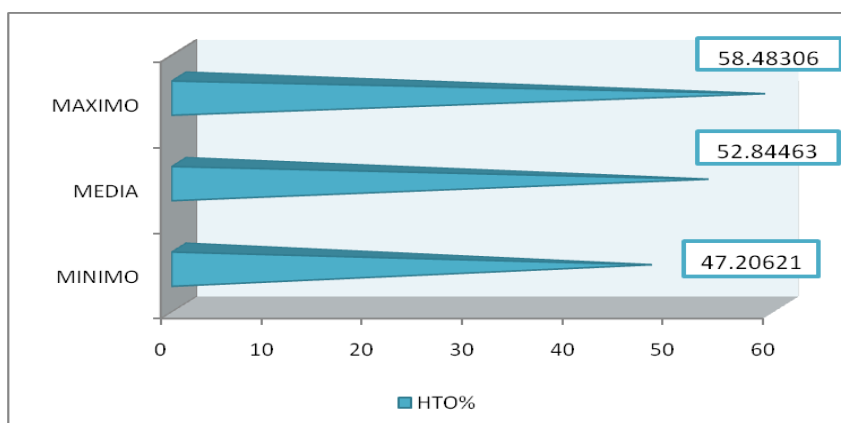
El valor de las plaquetas estimó un promedio de $267.485333 \times 10^3 / \mu\text{l}$ con un mínimo de $195.92632 \times 10^3 / \mu\text{l}$ y un máximo de $339.044346 \times 10^3 / \mu\text{l}$.

4.1.4. Hematocrito.

Tabla 16. Rangos de Hematocrito en caninos de Bogotá y Criaderos.

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
HTO%	47,206207	52,8446333	58,4830696

Gráfica 4. . Rangos de Hematocrito en caninos de Bogotá y Criaderos.

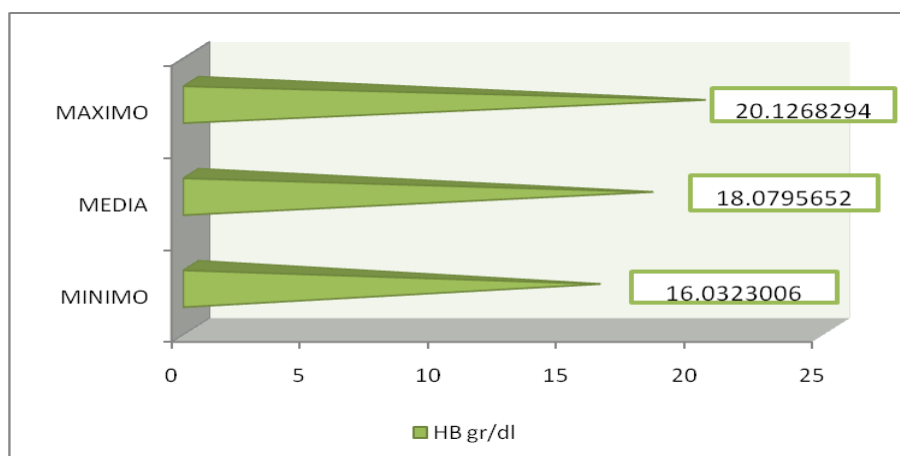


El hematocrito presentó un mínimo de 47,206207 % y un máximo de 58,4830696 % y su promedio final fue 52,8446333 %

4.1.5. Hemoglobina.

Tabla 17. Rangos de Hemoglobina en caninos de Bogotá y Criaderos

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
HB gr/dl	16,0323006	18,0795652	20,1268294

Gráfica 5. Rangos de Hemoglobina en caninos de Bogotá y Criaderos.

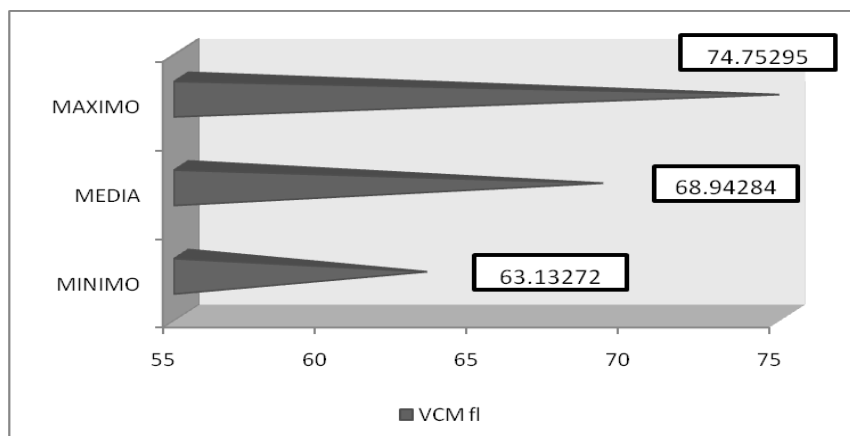
El valor de hemoglobina en los animales muestreados presentó un promedio de 18.0795652 gr/dl con un máximo de 20,1268294 gr/dl y un mínimo de 16,0323006 gr/dl

4.1.6. Volumen Corpuscular Medio (VCM).

Tabla 18. Rangos de Volumen Corpuscular Medio en caninos de Bogotá y Criaderos

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
VCM fl	63,1327243	68,9428368	74,7529493

Gráfica 6. . Rangos de Volumen Corpuscular Medio en caninos de Bogotá y Criaderos.



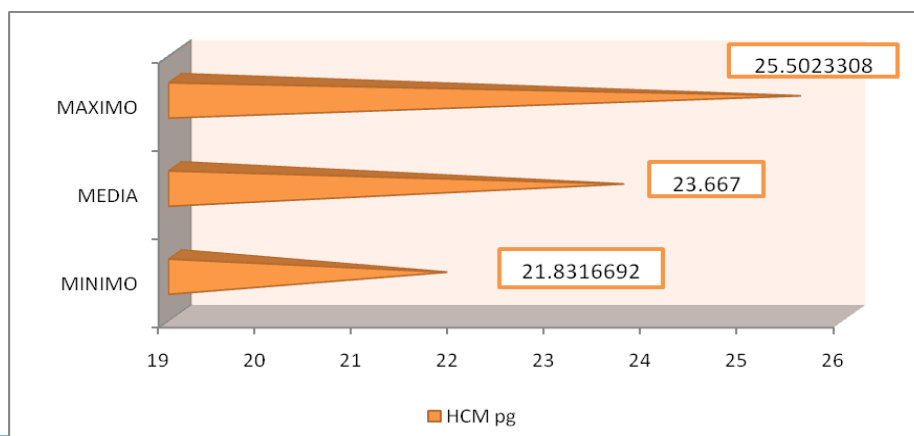
El Volumen Corpuscular Medio relacionó los siguientes datos: un promedio de 68.9428368 fl con un mínimo de 63,1327243 fl y un máximo de 74,7529493 fl.

4.1.7. Hemoglobina Corpuscular Media (HCM).

Tabla 19. Rangos de Hemoglobina Corpuscular Media en caninos de Bogotá y Criaderos

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
HCM pg	21.8316692	23,667	25.5023308

Gráfica 7. Rangos de Hemoglobina Corpuscular Media en caninos de Bogotá y Criaderos.



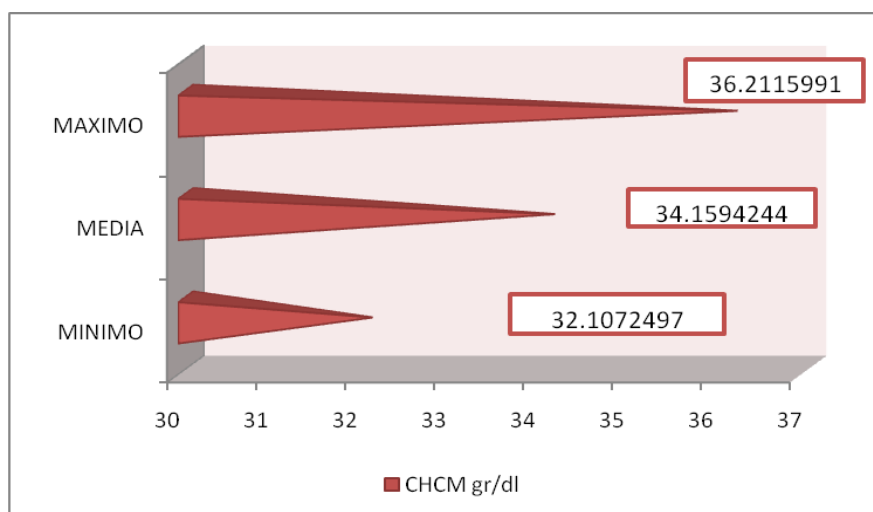
La Hemoglobina Corpuscular Media estimó un promedio de 23.667 pg, un mínimo de 21.8316692 pg y un máximo de 25.5023308 pg.

4.1.8. Concentración Media de Hemoglobina Corpuscular (CHCM).

Tabla 20. Rangos de Concentración Media de Hemoglobina Corpuscular en caninos de Bogotá y Criaderos

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
CHCM gr/dl	32,1072497	34,1594244	36,2115991

Gráfica 8. Rangos de Concentración Media de Hemoglobina Corpuscular en caninos de Bogotá y Criaderos.



La Concentración de Hemoglobina Corpuscular Media estimó un promedio de 34.1594244 gr/dl, un mínimo de 32,1072497 gr/dl y un máximo de 36,2115991 gr/dl.

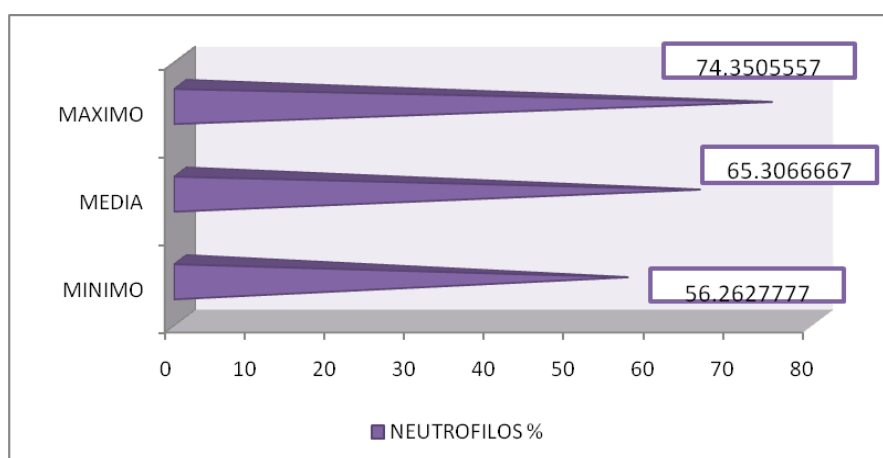
4.2. RANGOS DE CÉLULAS DIFERENCIALES (CONTEO MANUAL)

4.2.1. Neutrófilos.

Tabla 21. Rangos de Neutrófilos en caninos de Bogotá y Criaderos

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
NEUTROFILOS %	56,2627777	65,3066667	74,3505557

Gráfica 9. Rangos de Neutrófilos en caninos de Bogotá y Criaderos.



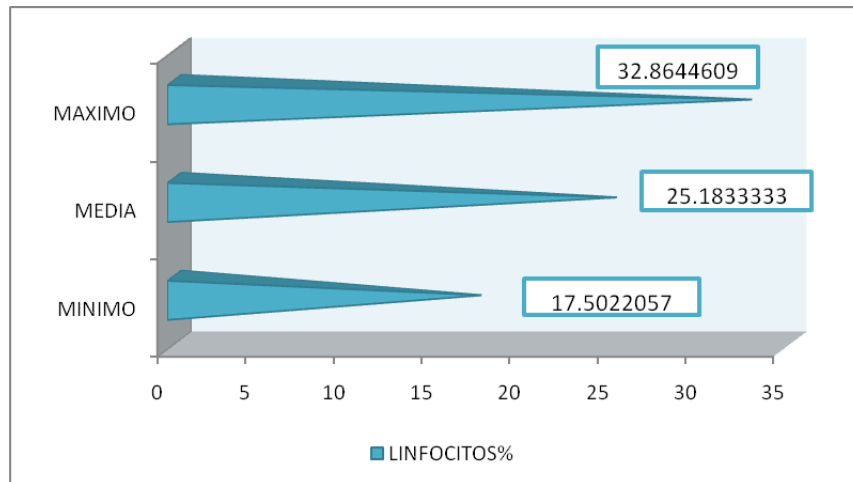
El rango de los neutrófilos osciló entre 56,2627777 % y 74,3505557 % mínimo y máximo respectivamente, y el promedio se encontró en 65.3066667%.

4.2.2. Linfocitos.

Tabla 22. Rangos de Linfocitos en caninos de Bogotá y Criaderos

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
LINFOCITOS%	17,5022057	25,1833333	32,8644609

Gráfica 10. Rangos de Linfocitos en caninos de Bogotá y Criaderos.



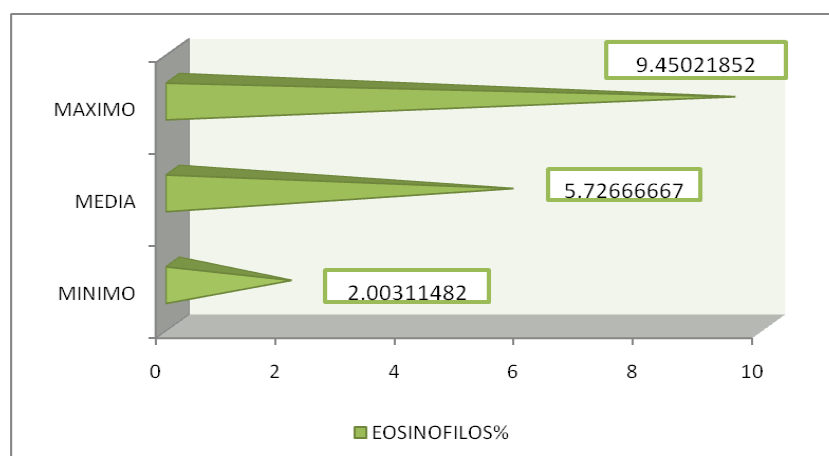
Los linfocitos obtenidos de las muestras presentaron un promedio de 25.1833333%, un mínimo de 17,5022057% y un máximo de 32,8644609%.

4.2.3. Eosinófilos.

Tabla 23. Rangos de Eosinófilos en caninos de Bogotá y Criaderos

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
EOSINOFILOS %	2,00311482	5,72666667	9,45021852

Gráfica 11. Rangos de eosinófilos en caninos de Bogotá y Criaderos.



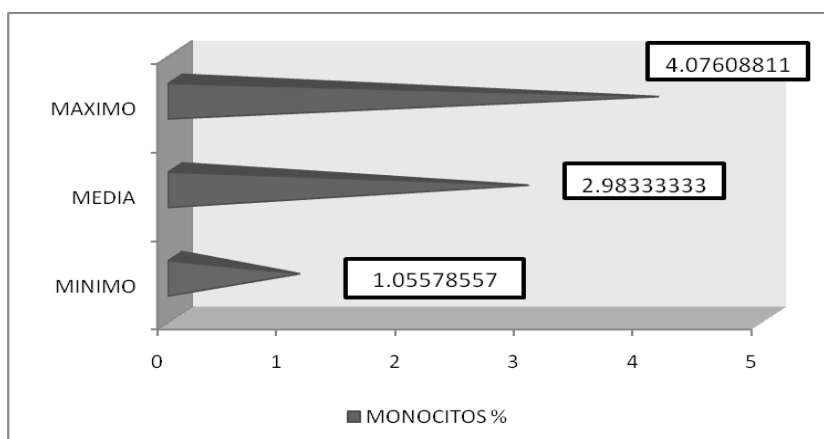
El promedio de los eosinófilos fue de 5.72666667%, con un mínimo de 2,00311482% y un máximo de 9,45021852%.

4.2.4. Monocitos.

Tabla 24. Rangos de Monocitos en caninos de Bogotá y Criaderos

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
MONOCITOS%	1,05578557	2,98333333	4,07608811

Gráfica 12. . Rangos de Monocitos en caninos de Bogotá y Criaderos.



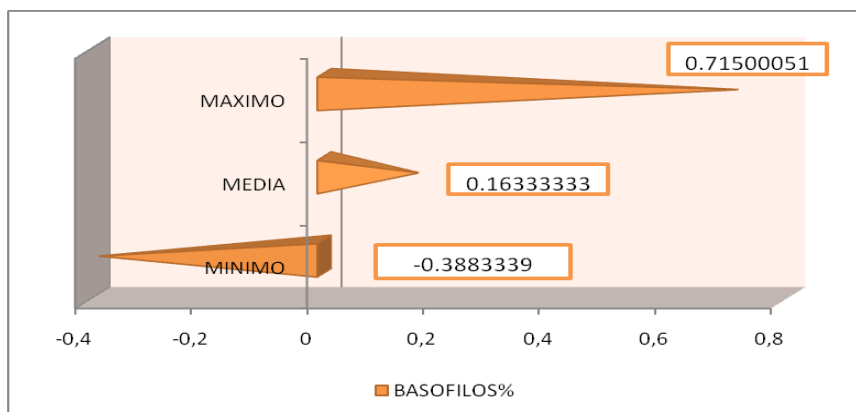
Los rangos tuvieron una variación máxima y mínimo de 1,05578557% y 4,07608811% respectivamente con un promedio de 2.98333333 %.

4.2.5. Basófilos.

Tabla 25. Rangos de basófilos en caninos de Bogotá y Criaderos

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
BASOFILOS %	-0,38833339	0,16333333	0,71500051

Gráfica 13. Rangos de basófilos en caninos de Bogotá y Criaderos.



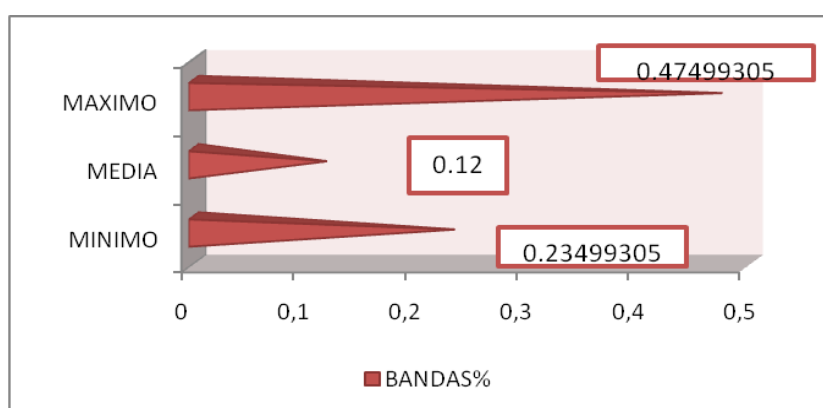
El conteo manual de basófilos dio como resultado un mínimo de -0,3883339% y un máximo de 0,71500051% con un promedio de 0,16333333%.

4.2.6. Bandas.

Tabla 26. Rangos de Bandas en caninos de Bogotá y Criaderos

RANGOS	MINIMO	MEDIA	MAXIMO
BANDAS%	0,23499305	0,12	0,47499305

Gráfica 14. Rangos de Bandas en caninos de Bogotá y Criaderos.



Como punto importante las bandas oscilaron entre un mínimo de 0,23499305 % y un máximo de 0,47499305% presentando como promedio 0,12 %.

4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Por medio de la recolección de muestras, un análisis en laboratorio y una estadística descriptiva pudimos concluir que los rangos hematológicos en 300 caninos sanos de Bogotá y municipios son:

- Glóbulos blancos (WBC): $8.64041553 - 15.0469845 \cdot 10^3 / \mu\text{l}$
- Glóbulos rojos (RBC): $6.77385433 - 8.59467901 \cdot 10^6 / \mu\text{l}$
- Plaquetas: $195.92632 - 339044346 \cdot 10^3 / \mu\text{l}$
- Hematocrito (HTO): $47.206207 - 58.4830596 \%$
- Hemoglobina (HB): $16.03230006 - 20.1268294 \text{ gr/dl}$
- Volumen corpuscular medio (VCM): $63.1327243 - 74.7529493 \text{ fl}$
- Hemoglobina corpuscular media (HCM): $21.8316692 - 25.5023308 \text{ pg}$
- Concentración media de hemoglobina corpuscular (CHCM): $32.1072497 - 36.2115991 \text{ gr/dl}$
- Neutrófilos: $56.2627777 - 74.3505557 \%$
- Linfocitos: $17.5022057 - 32.8644609 \%$
- Eosinófilos: $2.00311482 - 9.45021852 \%$
- Monocitos: $1.05578557 - 4.07608811 \%$
- Basófilos: $-0.3883339 - 0.71500051 \%$
- Bandas: $0.23499305 - 0.47499305 \%$

Al realizar una comparación de los datos obtenidos en nuestro estudio con los reportados por Gutierrez y Monroy en 1982 en el cual utilizaron 80 caninos mestizos de 2 a 5 años; hallaron los siguientes rangos (WBC: $7 - 13 \cdot 10^3 \text{ mm}^3$, RBC: $4.5 - 10.3 \cdot 10^3 \text{ mm}^3$, plaquetas: $2.6 - 5.5 \cdot 10^3 \text{ mm}^3$, HTO: 38- 52 %, HB: 10 – 17 gr/100ml, VCM : $45 - 77 \mu^3$, HCM: 13 – 26 pg, CHCM: 23– 39gr/dl, neutrófilos: 63 – 76 %, linfocitos: 16 – 26 %, eosinófilos: 0 – 11 %, monocitos: 0 – 6 %, basófilos: 0 – 1 % y Bandas: 0 – 1 %.), se deduce que se encontraron diferencias significativas posiblemente por la técnica aplicada con cámara de Neubauer y en segundo lugar por el número de animales empleados y el entorno donde se tomó la muestra.

Ramirez y Arambulo reportaron en el 2001, los siguientes valores (WBC: $6.7 - 16.7 \cdot 10^3 / \mu\text{l}$, RBC: $5.43 - 8.81 \cdot 10^6 \mu\text{l}$, plaquetas: $140 - 461 \cdot 10^3 / \mu\text{l}$, HTO: 39- 58 %, HB: 12.8 – 18.8 gr/dl, VCM : $63.6 - 76.9 \mu\text{l}$, HCM: 21 – 25.9 pg, CHCM: 31.8– 35.2 gr/dl, neutrófilos: 56 – 85 %, linfocitos: 10 – 40 %, eosinófilos: 0 – 9 %, monocitos: 0 – 6 %, basófilos: 0 – 2 % y Bandas: 0 – 4%.), teniendo en cuenta que respecto a Gutierrez y Monroy su población aumentó en 2 caninos y su rango de edad fue de 6 meses a 7 años, podemos observar que con nuestro proyecto existen variaciones moderadas en los glóbulos blancos debido a la técnica (Neubauer), con respecto a la nuestra que fue automatizada, o relacionado al hábitat en el cual ellos manejaron animales procedentes de zoonosis y pacientes aparentemente sanos que llegaban a la clínica de la Universidad Nacional, a diferencia de los animales de nuestro proyecto que procedían de casas donde manejaban un plan de salud preventivo.

Al tomar una muestra sanguínea es importante aspirar muy despacio para prevenir una hemólisis y el deterioro de los leucocitos y a sí no tener valores equívocos de nuestro paciente.

Los índices hematológicos de este proyecto se encontraron con un promedio que se mantiene dentro del rango utilizado en la Clínica de la Salle, lo cual nos demuestra que el grupo de animales muestreados fue homogéneo en cuanto a su condición clínica.

Al analizar por localidades se observó cambios en algunos índices hematológicos como: Puente Aranda que se caracterizó por tener un promedio de neutrófilos por encima del rango normal que pudo ser ocasionado por estrés, miedo, excitación; Fontibón y Criaderos presentó un aumento en los eosinófilos debido a la presentación de parásitos externos o internos o reacciones alérgicas que pueden ser ocasionados como consecuencia de las condiciones y alimentación de los animales que en el caso de algunos criaderos su dieta había sido cambiada de concentrado a vísceras de pollo, por tener proteínas que son potencialmente alérgicas reconociéndolas el sistema inmunológico como extrañas en los animales sensibles.

Durante el desarrollo del trabajo se pudo establecer algunas recomendaciones para el desarrollo del trabajo de los médicos veterinarios y laboratorios clínicos como:

Los médicos veterinarios deben tener en cuenta que siempre puede existir un rango de error en los exámenes de laboratorio, por tal motivo es importante realizar un examen clínico completo, donde el conocimiento profesional sea más objetivo que los resultados clínicos.

Es importante que cada laboratorio clínico veterinario cree rangos de valores normales con un número significativo de animales, implantando su propia base de datos, y así no utilizar los referenciados de libros que en muchas ocasiones son de origen extranjero, mostrando diferencias con los valores del sitio donde se toman las muestras, sin olvidar que el método de procesar la muestra manual o electrónicamente puede alterar el resultado.

6. BIBLIOGRAFIA

- **Barger M.A. & Grindem B.C.** (1999). Interpretación del hemograma. Selecciones veterinarias. Volumen 8, (5), 503.
- **Bush B.M** (1999). *Interpretación de los animales de laboratorio para clínicos de pequeños animales*. España: Harcourt.
- **Christensen, Howard B,** (2004). *Estadística pasó a paso*. México: Trillas.
- **Day, Michael. & Mackin, Andrew,** (2000). *Manual of canine and feline haematology and transfusion medicine*. England: B.S.A.V.A.
- **Duncan & Prasse's,** (2005). *Patología clínica veterinaria*. (4ta edición). España: Multimedica.
- **Durv & Kraff,** (2000). *Diagnóstico clínico veterinario*. (4ta edición). Alemania: Ediciones Grass.
- **Gunher, Manfred,** (1982). *Diagnóstico clínico veterinario*. España: Acribia.
- **Gregg. L. Voigt,** (2000). *Conceptos y técnicas hematológicas para técnicos veterinarios*. España: Acribia.
- **Helmut, Kraft,** (1998). *Métodos de laboratorio clínico en medicina veterinaria de mamíferos domésticos*. España: Acribia
- **Gurtler, H,** (1987). *Fisiología veterinaria*. Tomo I. España: Acribia.

- **Jain, Nemi,** (1993). *Essentials of Veterinary hematology*. USA: Lea & Febriger.
- **Joyce S. Knoll.** (1996 septiembre). Clinical hematology: in – clinic analysis, quality control reference values, and system selection. The veterinary clinics of North America small animal practice. Volumen 26, (5), 981.
- **Jhonson, Robert.** (1976). *Estadística elemental*. México: Trillas.
- **Meinkoth, James H,** (2007 Marzo). Sample collection and Handling: Getting accurate results, Veterinary clinics small animal practice. Volumen 37. (2). 208.
- **Meyer & Denny. J,** (2007). *Medicina laboratorial veterinaria interpretación y diagnosis*. (3ra edición). España: Multimedica
- **Micciullo, Verónica S. & Esarte Silva, Marcela,** (2003 Julio). Prevalencia de eosinofilia en caninos atendidos en el hospital escuela facultad de ciencias veterinaria. Veterinaria Argentina. Volumen 20. (195), 401.
- **Ochoa Nuñez. Luís,** (2007). *Patología clínica veterinaria*. Universidad Nacional Autónoma de México. (1ra edición). México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia Departamento de Patología.
- **Rebar. Alan, H,** (2002). *Manual de hematología de perros y gatos*. Edición Española. España: Multimedica.
- **Stephen. J. Ettinger,** (1991). *Tratado de medicina interna veterinaria, enfermedades del perro y el gato*. (6ta edición). Volumen II. España: El sevier.
- **Schalm´S F.Bernard,** (2000). *Veterinary hematology*. (5ta edition). Philadelphia: Lippincott William y Wilkins.

- **Swenson. J. Melvin,** (1999). *Fisiología de los animales domésticos de duques.* (5ta edición). Volumen I. México: Noriega.
- **Triola, Mario F,** (2004). *Estadística.* México: Pearson.
- **Thrall, Mary Anna,** (2005). *Veterinary hematology and Clinical Chemistry.* USA: Lippincott William & Wilkins
- **Willard, Michael,** (2002). *Diagnóstico clínico patológico práctico en pequeños animales.* Argentina: Intermedica.
- **Wolfgang. V. Engelhardt,** (2002). *Fisiología veterinaria.* España: Acribia.
- **W.R. Kelly.** (1980). *Diagnóstico clínico veterinario.* (3ra impresión), México: Continental. S.A.

7. ANEXOS

ANEXO 1. BASE DE DATOS

	NOMBRE	SEXO	EDAD	RAZA	PESO	LOCALIDAD
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						
9						
10						
11						
12						
13						
14						
15						
16						
17						
18						
19						
20						

ANEXO 2. RESULTADOS DE LABORATORIO

No	RAZA	NOMBRE	EDAD	WBC	RBC	PLAQ	HTO	HB	VCM	HCM	VCHC

No	BANDAS	NEUTRO	LINFO	MONOC	EOSINO	BASOFI