

UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA

SEDE CUENCA

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**TRABAJO DE TITULACIÓN PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO
DE MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA**

TRABAJO EXPERIMENTAL:

“DETERMINACIÓN DE VALORES DE REFERENCIA EN HEMOGRAMA Y
QUÍMICA SANGUÍNEA EN CANINOS HEMBRAS EN CONDICIONES DE
ALTITUD”

AUTORA:

JOHANNA GABRIELA TEPÁN MORA

TUTOR:

DR. JUAN LEONARDO MASACHE MASACHE

CUENCA – ECUADOR

2017

CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR.

Yo, Johanna Gabriela Tepán Mora con cédula de identidad, número 0105565196, manifiesto mi voluntad y cedo a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que soy autora del trabajo de grado titulado: DETERMINACIÓN DE VALORES DE REFERENCIA EN HEMOGRAMA Y QUÍMICA SANGUÍNEA EN CANINOS HEMBRAS EN CONDICIONES DE ALTITUD”, mismo que ha sido desarrollado para optar por el título de MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En aplicación a lo determinado en la Ley de Propiedad Intelectual, en mi condición de autor me reservo los derechos morales de la obra antes citada. En concordancia, suscribo este documento en el momento que hago entrega del trabajo final en formato impreso y digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, julio del 2017.



Johanna Gabriela Tepán Mora

C.I. 0105565196

CERTIFICACIÓN.

Yo, Juan Leonardo Masache Masache, declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación: “DETERMINACIÓN DE VALORES DE REFERENCIA EN HEMOGRAMA Y QUÍMICA SANGUÍNEA EN CANINOS HEMBRAS EN CONDICIONES DE ALTITUD”, realizado por Johanna Gabriela Tepán Mora, obteniendo el trabajo experimental que cumple con todos los requisitos estipulados por la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, julio del 2017



Juan Leonardo Masache Masache.

C.I. 1103109003

DECLARATORIA DE RESPONSABILIDAD

Yo, Johanna Gabriela Tepán Mora con cédula número 0105565196, autora del trabajo de titulación “DETERMINACIÓN DE VALORES DE REFERENCIA EN HEMOGRAMA Y QUÍMICA SANGUÍNEA EN CANINOS HEMBRAS EN CONDICIONES DE ALTITUD”, certifico que el total contenido del Trabajo Experimental es de mí exclusiva responsabilidad y autoría.

Cuenca, julio del 2017.



Johanna Gabriela Tepán Mora.

C.I. 0105565196

DEDICATORIA

Este trabajo está dedicado a:

Mi hijo Leonel, por el tiempo que no le dedique, a mis padres Julio Tepán y Esther Mora por ser la base principal en esta fase de mi vida, a mi novio, a mi sobrino y mi hermana por apoyarme en cada momento durante este proceso.

AGRADECIMIENTO.

Quiero expresar mis agradecimientos a:

Dios, por ser mi luz en este camino de mi vida y por darme fuerzas en momentos de decadencia; Leonel, mi querido hijo, por entenderme tanto a su tan corta edad; mis padres, por estar siempre conmigo, por animarme en cada momento y por brindarme su confianza; Dr. Juan Masache, mi tutor, por sus conocimientos compartidos y por ser mi guía en la realización de este proyecto y a todos mis profesores, ya que gracias a sus experiencias compartidas durante sus vidas, logré formarme como persona y profesional.

RESUMEN

Como consecuencia de que el hemograma y el análisis bioquímico son exámenes de mayor uso para determinar el estado fisiológico de un animal, se ha visto necesario contar con valores referenciales concretos ya que estos son afectados por varios factores establecidos en base a características propias de cada población. La presente investigación tuvo como objetivo determinar valores de referencia en hemograma y química sanguínea en caninos hembras aparentemente sanas de la ciudad de Cuenca. Se procesaron 100 muestras sanguíneas extraídas en las clínicas veterinarias: Polivet, Galarza, Patas y Guaf; el proceso de cada muestra se realizó por métodos automáticos. La estadística se realizó con ayuda de un software (Minitab 17) y para dar homogeneidad a los valores de cada parámetro se hizo la prueba de los outliers. En los datos que mantenían una distribución normal, los valores referenciales se consiguieron utilizando el método clásico (o paramétrico) que se establece en base a la media y a 2SD de la media y para los que tenían una distribución asimétrica se utilizaron métodos estadísticos no paramétricos en donde los valores de referencia se obtuvieron calculando el valor percentil 97.5 para el límite de referencia superior y el valor percentil 2.5 para el límite inferior del total de la población. Los datos referenciales conseguidos en esta investigación que fueron distintos a los de la literatura fueron el RGRs, hematocrito y concentración de hemoglobina dando como explicación a esta circunstancia a que los animales experimentados residieron a una altura de 2550 msnm.

ABSTRACT

As a consequence that the hemogram and biochemical analysis are greater use tests to determine the physiological state of an animal, it has been necessary have concrete referential values since these are affected by several factors established in base to own characteristics of each population. The present research aimed to determine values of reference in hemogram and blood chemistry in apparently healthy female canines of Cuenca city. Processed 100 blood samples at veterinary clinics: Polivet, Galarza, Patas and Guaf; the process of each sample was made by automatic methods. Statistics was carried out with the help of a software (Minitab 17) and to give homogeneity to the values of each parameter the test of the outliers was made. Data who maintained a normal distribution, the reference values were obtained using the classic (or parametric) method that was established based on the mean and 2SD of the mean and for those with an asymmetric distribution, non-parametric statistical methods were used in where reference values were obtained by calculating the 97.5 percentile value for the upper reference limit and the 2.5th percentile value for the lower limit of the total population. The referential data achieved in this investigation that were different from those in the literature were the RGRs, hematocrit and hemoglobin concentration giving as an explanation to this circumstance that the animals experienced resided at an altitude of 2550 meters above sea level.

ÍNDICE GENERAL.

RESUMEN.....	6
1. INTRODUCCIÓN.....	14
1.1 Problema	14
1.2 Delimitación.....	15
1.2.1 Temporal.....	15
1.2.2 Espacial.....	15
1.2.3 Académica.	15
1.3 Explicación del problema.....	15
1.3.1 Hipótesis nula	16
1.3.2 Hipótesis alternativa.	16
1.4 Objetivos.	16
1.4.1 Objetivo General.....	16
1.4.2 Objetivos Específicos.	16
1.5 Fundamentos teóricos.	17
2. MARCO TEÓRICO.....	18
2.1 Especimen sangre.....	18
2.2 Técnica general de la punción venosa.....	19
2.2.1 Métodos de venopunción usados en perros.	19
2.3 Métodos para extraer sangre.	20
2.3.1 Obtención de muestra para hematología.....	21
2.3.2 Obtención de muestra para química sanguínea.	23
2.4 Consideraciones que afectan a la estimación de valores normales.	23
2.4.1 Edad.	23
2.4.2 Ejercicio, excitación y estrés.	25

2.4.3	Alimentos.....	25
2.4.4	Estado de hidratación.....	26
2.4.5	Agentes farmacológicos y terapéuticos.	26
2.4.6	Obtención y almacenamiento.	27
2.4.7	Durante la extracción.	28
2.4.8	Hemólisis.	28
2.4.9	Raza.	30
2.5	Hemograma.....	30
2.5.1	Recuento de células sanguíneas (CBC).	30
2.5.2	Serie roja.....	31
2.5.3	Serie blanca.....	37
2.6	Química sanguínea.....	43
2.6.1	Perfil renal.	44
2.6.2	Estado de los Glúcidos.....	47
2.6.3	Perfil enzimático del hígado.	48
2.6.4	Bilirrubinas.	52
2.6.5	Perfil enzimático del páncreas y tracto gastrointestinal.....	54
2.6.6	Enzima músculo esquelético.....	56
2.6.7	Lípidos.	57
2.6.8	Proteínas plasmáticas.....	58
2.6.9	Ácido úrico.	60
3.	RESUMEN DEL ESTADO DEL ARTE DEL ESTUDIO DEL PROBLEMA.	62
4.	MATERIALES Y MÉTODOS.	64
4.1	Materiales.....	64
4.2	Método.	66

4.2.1	Proceso.....	66
4.2.2	Técnica.....	67
4.2.3	Identificación de la muestra en estudio.	67
4.2.3.1	Selección de animales.....	63
4.2.3.2	Inmovilización del animal.....	63
4.2.4	Recolección y rotulación de la muestra de sangre.....	67
4.2.5	Elaboración del hemograma.	68
4.2.6	Elaboración de la química sanguínea.....	68
4.3	Diseño estadístico.	73
4.4	Población y muestra.....	74
4.5	Consideraciones éticas.	74
5.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.	76
6.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	87
6.1	Conclusiones.....	87
6.2	Recomendaciones.....	88
7.	BIBLIOGRAFÍA.	89
8.	ANEXOS.	92

ÍNDICE DE TABLAS.

<i>Tabla 1.</i> Anticoagulantes para toma de muestras.	22
<i>Tabla 2.</i> Materiales de oficina	64
<i>Tabla 3.</i> Materiales para tomar muestras sanguíneas	64
<i>Tabla 4.</i> Materiales biológicos.....	64
<i>Tabla 5.</i> Recursos humanos	65
<i>Tabla 6.</i> Materiales químicos.....	65
<i>Tabla 7.</i> Materiales de laboratorio clínico	66
<i>Tabla 8.</i> Analitos valorados por el método de Punto Final.....	70
<i>Tabla 9.</i> Analitos valorados por Métodos Cinéticos.....	72
<i>Tabla 10.</i> Resultados de parámetros hematológicos de caninos hembras sometidas al estudio.	76
<i>Tabla 11.</i> Resultados de parámetros bioquímicos sanguíneos de caninos hembras sometidas al estudio.....	81
<i>Tabla 12.</i> Comparación de los valores referenciales obtenidos en el estudio y los valores del laboratorio.....	85

Abreviaturas.

ALP/FA/FAS: fosfatasa alcalina.

BUN: nitrógeno ureico sanguíneo.

CBC: recuento de células sanguíneas.

COL: colesterol

CPK: creatina-fosfoquinasa

EDTA: ácido etilendiaminotetraacético.

EPO: eritropoyetina

fl: fentolitros.

GGT: gamma-glutamil transpeptidasa

GTP/ALT: alanina aminotransferasa

GOT/AST: aspartato aminotransferasa

Hb: concentración de hemoglobina

HC: Hemograma Completo

HCT: hematocrito

LDH: lactato deshidrogenasa.

Li: litio

MCH: hemoglobina corpuscular media.

MCHC: concentración de hemoglobina corpuscular media.

MPS: Sistema Fagocítico Mononuclear.

Na: sodio

LDH: lactato deshidrogenasa

PCV: valor hematocrito obtenido por centrifuga.

PU-PD: poliuria-polidipsia

RBC: recuento total de eritrocitos.

RDW: amplitud de la distribución eritrocitaria.

RGRs: recuento de glóbulos rojos.

VCA: volumen celular acumulado.

VCM/MCV: volumen corpuscular medio de los eritrocitos.

WBC: recuento total de leucocitos

1. INTRODUCCIÓN.

La base que los Médicos Veterinarios tienen para la valoración clínica de sus pacientes en la ciudad de Cuenca, son los valores internacionales que han acogido como rangos referenciales normales propios. Si se considera que son valores obtenidos en países con características geográficas y climáticas diferentes, y donde incluso los perros difieren genética y nutricionalmente, se puede decir que es conveniente obtener rangos referenciales propios y aplicables a cada región de nuestro país.

“El HC es un método de detección eficaz con respecto al costo, que detecta numerosas anormalidades y cuadros patológicos” (Willard y Tvedten, 2004, p. 16).

Existen numerosos parámetros bioquímicos que pueden ser analizados y determinados. El panel bioquímico básico incluye grupos de parámetros que reflejan disfunción o daño en uno o varios sistemas orgánicos, por lo que el empleo de técnicas bioquímicas resulta de extrema utilidad. (Juste y Carretón, 2015, p.101).

El presente estudio pretende establecer valores referenciales en hemograma y química sanguínea de caninos hembras aparentemente sanas de la ciudad de Cuenca para que de esta manera se ofrezca al laboratorio y al médico veterinario, rangos de referencia apropiados al medio.

1.1 Problema

La mayoría de médicos veterinarios de la ciudad de Cuenca, utilizan y manejan cuadros referenciales de hemograma y química sanguínea encontrados en literaturas internacionales, desconociendo las características geográficas, climáticas, nutricionales y genéticas en las que fueron tomados los valores, por lo que dificulta un análisis y orientación eficaz del estado clínico auténtico de un paciente.

1.2 Delimitación

1.2.1 Temporal.

La vigente investigación adquirió una duración de 400 horas, distribuidas en el proceso experimental y redacción final.

1.2.2 Espacial.

El trabajo experimental y evaluación se realizó en condiciones de altitud a 2550 msnm, a una temperatura de 15°C, humedad relativa de 75% aproximadamente, en la ciudad de Cuenca, cantón Cuenca y provincia del Azuay.

Coordenadas planas UTM (aproximadamente):

- Norte: 9668240/9686630 y Este: 694500/722330

Coordenadas geográficas:

- Latitud: S 3° 0′/S 2° 50′ y Longitud: W 79° 15′/W 79° 0′

1.2.3 Académica.

La investigación fue ejecutada dentro del campo que hace referencia a Laboratorio Clínico, concerniente a Sanidad Animal.

1.3 Explicación del problema

El análisis bioquímico y hematológico son algunos de todos los métodos de diagnóstico que tiene a mano el médico veterinario y que se han impuesto como un apoyo innegable para la detección de entidades patológicas; como una de las ventajas de pruebas de este tipo radica en el hecho de que suministra al especialista una vía no invasiva para determinar trastornos en la cual su detección no es inmediata mediante otras técnicas de diagnóstico.

Las pruebas de laboratorio correctamente realizadas permiten al especialista analizar, localizar y tratar la enfermedad sospechada. Empero, en muchas ocasiones el uso de estas pruebas resulta limitada si no se tiene valores referenciales propios de la localidad en donde

se encuentran los pacientes debido a muchos factores como: estado nutricional de los animales, edad, sexo, raza y estado sanitario; la metodología manejada en el momento de la recolección y la técnica hematológica y química utilizada; diferencias fisiológicas como el estado de excitación, la actividad muscular, el momento de la toma de muestra, la temperatura ambiental y la altura.

1.3.1 Hipótesis nula

H0: No existen diferencias significativas entre las medias de los valores de hemograma y química sanguínea de caninos hembras en la ciudad de Cuenca, con las medias de los valores obtenidos por el laboratorio veterinario de la Universidad Politécnica Salesiana, que utiliza los rangos internacionales.

1.3.2 Hipótesis alternativa.

H1: Existen diferencias significativas entre las medias de los valores de hemograma y química sanguínea de caninos hembras en la ciudad de Cuenca, con las medias de los valores obtenidos por el laboratorio veterinario de la Universidad Politécnica Salesiana, que utiliza los rangos internacionales.

1.4 Objetivos.

1.4.1 Objetivo General.

Determinar valores referenciales de hemograma y química sanguínea en caninos hembras aparentemente sanas, a una altura de 2550 metros sobre el nivel del mar en la ciudad de Cuenca.

1.4.2 Objetivos Específicos.

- Efectuar el hemograma y química sanguínea a 100 pacientes hembras supuestamente sanas.
- Establecer el valor medio de los analitos de hemograma y química sanguínea.
- Comparar resultados con referencias bibliográficas.

- Realizar una lista de valores referenciales en hemograma y química sanguínea único para Cuenca.

1.5 Fundamentos teóricos.

El actual trabajo está destinado en crear valores de referencia de ciertos analitos para hemograma y química sanguínea en caninos hembras específicos para la ciudad de Cuenca, de esta manera se podrá dar resultados de laboratorio más certeros que concluirá con un diagnóstico confiable para el paciente tratante.

Los análisis de laboratorio hoy en día han conformado una herramienta significativa para que el veterinario acerte rápidamente con un diagnóstico conciso y así medicar eficazmente al enfermo.

Además esta investigación facilitará información científica para consultas en el área de laboratorio clínico veterinario.

2. MARCO TEÓRICO

2.1 Especimen sangre

Las muestras de sangre son las más frecuentes en el laboratorio clínico. La identificación del paciente y de los recipientes en los que se van a recoger los especímenes tienen que realizarse de forma inequívoca. Además, se realiza un cuestionario para saber la preparación del paciente ha sido la adecuada, si está en ayunas o si ha seguido la dieta recomendada para alguna prueba específica. La obtención de sangre puede ser de sangre venosa, arterial o capilar.

Una vez que se ha finalizado, es importante depositar la aguja y otro material desechable en un contenedor de residuos seguro.

Sangre venosa.

Una vez que se ha localizado la zona que se va a realizar la punción, se realiza su desinfección con alcohol. Se emplea agujas de un calibre suficientemente pequeño, 21 o 22, para evitar la hemólisis.

Las muestras de sangre más frecuentes en el laboratorio clínico son el suero y el plasma, que se recogen en tubos específicos. El suero se obtiene cuando la sangre se recoge en un tubo sin anticoagulante; estos tubos están siliconados para disminuir la adhesión del coágulo y suelen contener geles, que permiten separar físicamente el suero tras la centrifugación. El plasma se obtiene cuando la sangre se recoge sobre un anticoagulante. En el suero están ausentes los factores que intervienen en la coagulación, especialmente el fibrinógeno. (González, 2014, p.7)

2.2 Técnica general de la punción venosa.

Todo el secreto del éxito en la práctica de la punción venosa puede resumirse en dos frases: identificación de la vena y su curso y empleo de una aguja correctamente afilada y de tamaño adecuado.

Elegido la vena debe prepararse un área suficiente de piel sobre la misma. Es preciso provocar la dilatación de aquella para identificarla y para producir un flujo sanguíneo abundante a través de la aguja al puncionarla puede aplicarse la presión digital o la cuerda de sangría, aunque algunas especies son necesarios medios particulares. En cualquier caso, una vez dilatada la vena identificada y practicada la anestesia local si es preciso, puede realizarse la punción es menester insertar la aguja en sentido opuesto al de la corriente sanguínea, es decir, del corazón, y procurando siempre que esté cerca. (Archer, 1967, p. 25).

2.2.1 Métodos de venopunción usados en perros.

Se utiliza las venas tibial o cefálica, recomendándose, de las dos, esta última en el perro la vena cefálica discurre paralela a la arteria cubital. En el tercio superior del antebrazo es superficial y ocupa una posición ligeramente lateral respecto al eje del radio. En este punto la punción venosa es relativamente fácil.

El perro se coloca yacente sobre una mesa en posición de decúbito prono, con la extremidad anterior derecha extendida hacia el operador si se dispone de ayudante, se situará junto a la espalda izquierda del perro mirando hacia el operador. Con la mano izquierda el ayudante sujetará hacia así la cabeza del perro, y con la derecha extenderá la extremidad anterior derecha del mismo. Con la mano situada junto al codo, en el antebrazo del perro, el ayudante ocluirá la vena mediante presión del pulgar para hacerla destacar. (Archer, 1967, p. 33).

La vena yugular del perro puede puncionarse sujetando el animal en posición de cúbiteo supino o lateral. Se extiende lateralmente la cabeza y cuello y se identifica las venas

yugulares. Se pone en evidencia una de ellas mediante presión del dedo pulgar y se punciona seguidamente con una aguja de 1-2 mm de diámetro y 20 mm de longitud cerca del tórax, insertándolo en dirección craneal. También puede puncionarse al lado de la oreja y en dirección del corazón. (Archer, 1967, p. 34).

Figura 1. Venipuntura yugular en perros.

Requerimientos
Agujas: 18-21 calibre 2 cm Jeringa: 5-20 ml o tubos de vacío 2-5ml
Posición y preparación
La mayoría de perros se sentarán para este procedimiento. Los perros grandes se deberían colocar con la espalda contra la pared. La persona que lo aguanta suele permanecer a horcajadas con sus piernas detrás de los hombros del perro. La persona que recoge la muestra delante del perro. Los perros pequeños normalmente se sentarán en el borde de la mesa. Se han de recortar el pelo que recubre la yugular y preparar la piel para la venipuntura. La cabeza del perro se dirige hacia atrás, exponiendo el surco de la yugular, y la persona que recoge la muestra ocluye la vena yugular, justo craneal a la entrada del tórax.
Procedimiento
En la mayoría de los casos la vena se localiza a través de la palpación en lugar de la visualización. La vena se engrosa y se reduce, y el surco de la yugular se ha de palpar para localizarla. La aguja se inserta con la punta en dirección craneal, y la sangre se extrae con una suave succión.

Fuente: (Day, Mackin y Littlewood (eds.), 2012).

2.3 Métodos para extraer sangre.

“La forma ideal de tomar una muestra es que se haga en el primer intento y en una vena mediana o grande de un paciente tranquilo” (Cowell, Tyler, Meinkoth y DeNicola, 2009, p. 387).

“Jeringa. Se debe cuidar que no se haga un vacío muy violento, también es conveniente utilizar un calibre de aguja adecuado a la especie y la talla del animal, así como el vaso a puncionar” (Núñez y Bouda, 2007, p. 11)

Sistema de tubos con vacío (Vacutainer®). La toma de muestras directamente en un tubo de vacío es preferible al uso de una jeringa y la transferencia posterior, porque la toma directa en un tubo de vacío reduce los agregados plaquetares y la formación de coágulos en las muestras para determinaciones de hemograma. Incluso pequeños coágulos pueden hacer inservible una muestra. Los recuentos de plaquetas se reducen de forma marcada y en ocasiones puede haber una reducción significativa del hematocrito (HCT) y recuento de leucocitos. También, cuando se permite que el tubo se llene según el vacío que tiene en él, se va a conseguir una proporción adecuada de muestra respecto al anticoagulante. Un tamaño inadecuado de la muestra resulta en una reducción del HCT por un exceso de volumen de solución de EDTA. (Meyer y Harvey, 2007, p. 19).

“Además, es conveniente evitar que la sangre golpee contra el fondo del tubo, ya que esto causa hemólisis. Se debe dirigir el chorro de sangre hacia las paredes” (Núñez y Bouda, 2007, p. 11)

Aguja directa. Es un método de uso común en grandes especies, es muy útil y rápido cuando se quiere obtener grandes volúmenes, deben utilizarse agujas de los calibres 14, 16 y 18, ya que las agujas más delgadas se tapan fácilmente. De esta forma es posible recolectar las muestras directamente en tubos de ensayo o recipientes más grandes, de acuerdo con las distintas necesidades. (Núñez y Bouda, 2007, p. 12)

2.3.1 Obtención de muestra para hematología.

“Para este análisis se utiliza sangre periférica, no importa el vaso que se puncione para realizar la obtención de la muestra, ya que no existen diferencias significativas en las

concentraciones de los componentes sanguíneos que se miden en el hemograma” (Núñez y Bouda, 2007, pp. 12-13)

“El ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) es el anticoagulante de elección para las preparaciones citológicas sanguíneas” (Cowell et al., 2009, p. 387).

“El ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) es el anticoagulante preferido para la determinación del hemograma en la mayoría de especies” (Meyer y Harvey, 2007, p. 19)., “ya que es el que preserva en mejor estado las células sanguíneas, además que no interfiere con las tinciones hematológicas” (Núñez y Bouda, 2007, p. 13) .

Tabla 1. Anticoagulantes para toma de muestras.

Aditivo	Efecto	Propiedades	Indicación	Formato
Heparina	Anticoagulante	Preserva la sangre	Pruebas	Tubo verde
Na o Li	que inhibe el paso de protrombina a trombina	10-12 horas sin alterar la presión oncótica.	bioquímicas	
EDTA	Anticoagulante quelante del Ca	Preserva la morfología de las células	Pruebas de hematología	Tubo violeta
Citrato	Anticoagulante quelante del Ca	Evita la agregación plaquetaria	-Recuento de plaquetas -Prueba de coagulación	Tubo azul/negro
Fluoruro	Inhibe la enzima enolasa	Evita la degradación de la glucosa y el lactato	Determinación de glucosa y lactato	Tubo gris
Tubos de suero	Acción precoagulante	Evita la interferencia de la fibrina	-Serología -Bioquímica	Tubo rojo/marrón

Fuente. López y Mesa, 2015.

La muestra puede ser conservada durante dos horas a temperatura ambiente (15-25°C). Si la muestra tardará en llegar al laboratorio más de dos horas, es recomendable conservarla en refrigeración, nunca congelarla. Para ser procesada dentro de las 24 horas posteriores a la toma, también es posible refrigerar la muestra, pero antes hay que dejarla a temperatura ambiente, por lo menos 15 minutos, a partir de que fue tomada, para evitar que exista hemólisis de la misma. (Núñez y Bouda, 2007, p. 13)

2.3.2 Obtención de muestra para química sanguínea.

El uso de suero es el más difundido de este tipo de determinaciones, aquel se obtiene a partir de una muestra de sangre extraída sin anticoagulante, esperando el tiempo necesario para la formación del coágulo y retracción. El promedio de tiempo de formación del coágulo es de ente 15 y 30 minutos, para la mayoría de las especies. (Núñez y Bouda, 2007, p. 14).

“Una vez separado el suero o plasma, es conveniente analizarlo de inmediato (especialmente en el caso de la glucosa), de no ser así, es preferible conservarlo a temperatura de refrigeración (0-4°C)” (Núñez y Bouda, 2007, 14).

2.4 Consideraciones que afectan a la estimación de valores normales.

Hay factores en la fase preanalítica, relacionados con el paciente, que pueden afectar los resultados del laboratorio. Algunos como sexo, raza, edad, embarazo y ciclo estral no se pueden modificar, por lo que el médico debe conocerlos para poder interpretar adecuadamente los exámenes; sin embargo, existen otros modificables con la correcta toma de muestras y preparación de los pacientes, que constituyen los primeros pasos para obtener resultados válidos, aunque frecuentemente se descuidan porque se conocen muy poco. (Céspedes, 1999, p. 31)

2.4.1 Edad.

Algunos resultados de pruebas de laboratorio que son normales en animales en crecimiento se encuentran fuera del rango de referencia para los adultos. El aumento de la

concentración de hormona de crecimiento, es, por lo menos en parte, responsable del aumento de fosfato circulante. El crecimiento esquelético provoca un aumento en el nivel circulante de fosfatasa alcalina como resultado del aumento de la actividad del isoenzima óseo. (Meyer y Harvey, 2007, p. 221).

La ALP ósea se libera como respuesta a una actividad osteoblástica. En animales jóvenes que están en fase de crecimiento, el rango de la ALP sérica es de aproximadamente el doble que el nivel de los adultos, debido a la presencia de esta isoenzima. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p.266).

No hay isoenzima ósea y por lo tanto no se ven incrementos de la GGT durante el crecimiento o cuando hay lesiones óseas. Sin embargo, el calostro y la leche contienen GGT y pueden causar un incremento en los animales en lactación hasta los 10 días de edad. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, pp. 267-268).

Al nacer el perro, sus eritrocitos son muy grandes, de más de 100 micras cubicas de volumen y su número es inferior al del canino adulto. El número de eritrocitos disminuye durante las tres primeras semanas a medida que los grandes glóbulos rojos son sustituidos por eritrocitos más pequeños; en lo sucesivo, la cuenta aumenta gradualmente hasta aproximadamente el sexto mes de vida, cuando los valores adultos casi se alcanzan. (Schalm, 1964, p. 133).

El HCT y los valores de hemoglobina aumentan en el desarrollo fetal, llegando a valores cercanos a los del adulto en el nacimiento. Tras el nacimiento existe una rápida reducción en estos valores en las primeras semanas de vida, lo cual se sigue de un incremento gradual hasta los valores del adulto a los 4 meses de edad en la mayoría de especies. (Meyery Harvey, 2007, p. 112)

En mamíferos, las concentraciones séricas y plasmáticas de proteínas son bajas en el nacimiento, incrementan tras la absorción del calostro, se metaboliza y luego incrementa

hasta los niveles del adulto, aproximadamente entre los 6 meses y el año. (Latimer, Mahaffey y Prasse, 2005, p. 199).

2.4.2 Ejercicio, excitación y estrés.

La liberación de epinefrina por excitación o inducida por ejercicio y la aceleración de la liberación de corticoesteroides provocada por el estrés puede provocar cambios en los valores analíticos bioquímicos. Puede aparecer una hiperglucemia transitoria con o sin glucosuria, especialmente en gatos. El estrés crónico en el perro puede provocar un aumento en el nivel circulante de fosfatasa alcalina. (Meyer y Harvey, 2007, p. 221).

Para que una muestra de sangre tenga un valor diagnóstico, se debe reflejar de forma verídica, los procesos patológicos sobre las células sanguíneas y las plaquetas. La composición de sangre cambia constantemente y hay una respuesta rápida a fenómenos fisiológicos como son la contracción esplénica o la marginación de los neutrófilos. Estos procesos se inducen rápidamente al estresar al paciente en el momento de coger la muestra de sangre y producirán alteraciones fisiológicas que pueden confundir la interpretación del perfil hematológico. La neutrofilia inducida por estrés puede ser confundida con un leucograma de inflamación en gatos, y un incremento del valor hematocrito, debido a una contracción esplénica, puede ser confundida con una deshidratación en perros. (Day, Mackin y Littlewood, 2012, p. 3).

2.4.3 Alimentos.

“En animales monogástricos, el ayuno por la noche evita la lipemia, que puede interferir con la determinación de las proteínas plasmáticas, fibrinógeno y hemoglobina” (Meyer y Harvey, 2007, p. 19).

Entre los parámetros que se ven afectados por la ingesta de comida, están el aumento de la fosfatasa alcalina (2-4 horas tras la comida), urea, glucosa, amilasa, lipasa, triglicéridos

o potasio. Lo ideal es permanecer en ayunas durante las 12 horas anteriores a la extracción. (Juste y Carreton, 2015, p.107).

Se ha visto que no influye la hora de recogida de la muestra siempre que el animal este en ayunas, ya que los triglicéridos y el colesterol no tienen ritmos circadianos. Pero si va a ser importante mantener al animal en ayunas al menos 12 horas para evitar la lipemia que se produce por la propia ingesta de alimento (lipemia postprandial). La lipemia postprandial normalmente desaparece entre 7 y 12 horas después de una comida, dependiendo de la cantidad y los compuestos de esta. (Cerón, 2013, p.140).

2.4.4 Estado de hidratación.

El estado de hidratación va a afectar a la concentración o actividad expresada de un parámetro analítico por la reducción del contenido de agua en el plasma. Los cambios dilucionales se esperan para mediciones monitorizadas de forma seriada durante la rehidratación, especialmente en las proteínas totales. (Meyer y Harvey, 2007, p. 221).

La hemoconcentración que se produce por deshidratación aumentará significativamente ciertos valores hematológicos; en cuanto a los valores bioquímicos, la deshidratación produce la elevación de las proteínas totales y de la albúmina, así como los valores de urea y creatinina, y los iones sodio y potasio. (Juste y Carretón, 2015, p.108).

2.4.5 Agentes farmacológicos y terapéuticos.

Los corticoesteroides tópicos, orales o parenterales pueden provocar cambios en el hemograma, perfil bioquímico, urianálisis y resultados de pruebas endocrinas. Los corticoesteroides pueden provocar resultados anormales en pruebas hepáticas en perros y pueden alterar el mecanismo de concentración renal, resultando en una orina diluida. Los corticoesteroides como la prednisolona se determinan en pruebas de cortisol, resultando en un valor erróneamente aumentado. Los corticoesteroides pueden suprimir el eje hipotálamica-pituitario-adrenal, lo cual provoca una reducción del nivel de cortisol circulante. La aspirina y

el acetaminofeno reducen de forma artificial los valores de glucosa sérica determinados por el método de la oxidasa. La dipirona intravenosa puede inferir de forma negativa con la medición de la creatin quinasa, lactato deshidrogenasa, triglicéridos, colesterol y concentración de creatinina. Las medicaciones anticonvulsivantes pueden provocar un aumento de los niveles de enzimas hepáticos, especialmente en perros. (Meyer y Harvey, 2007, p. 223).

“Los sedantes y los analgésicos tienen unos efectos hematológicos intensos que pueden simular procesos patológicos” (Day et al., 2012, p. 3).

2.4.6 Obtención y almacenamiento.

La causa más frecuente de obtener una mala muestra de sangre es el daño físico sobre los componentes de la sangre durante su recogida. La fragilidad de los eritrocitos y la agregabilidad de las plaquetas son bastantes impredecibles y variables según los individuos y los procesos patológicos. Estos problemas se pueden minimizar utilizando una técnica adecuada. La lentitud del flujo y la aplicación de un vacío variable que se produce al coger la muestra de sangre a partir de una vena periférica, pone a prueba la resistencia de los eritrocitos y predisponen a una agregación plaquetar. La extracción con un vacío constante a partir de una vena central es menos dañina y, por lo tanto, preferible. La punción en la vena yugular es sencilla en perros y gatos, y además, es a menudo menos estresante que el uso de las venas periféricas y sin duda ofrece unos resultados más fiables.

Los tubos de vacío o las jeringas son igualmente eficientes en unas manos expertas, pero no se deberían usar juntos. Las muestras se estropean cuando la sangre es extraída con una jeringa y aguja, y la aguja se empuja a través del tapón del tubo de vacío. Las células rojas son forzadas a través del lumen de la aguja bajo doble presión se lesionan. Cuando la sangre se ha recogido en una jeringa, se ha de quitar la aguja y vaciar suavemente la sangre

en un tubo abierto, que contenga el anticoagulante apropiado. Entonces se ha de tapar el tubo y girarlo con suavidad para asegurar una mezcla adecuada. (Day et al., 2012, pp. 3-4).

El contacto prolongado de los eritrocitos con el suero va a reducir la concentración de glucosa sérica a una velocidad de cerca de 10% cada hora. La mayor parte de los valores bioquímicos son estables en el suero almacenado a 4°C durante al menos 24 horas. La bilirrubina en suero u orina se oxida a biliverdina con una exposición prolongada a la luz fluorescente. (Meyer y Harvey, 2007, p. 223).

La evaporación de la muestra durante el transporte puede provocar un aumento en los valores bioquímicos; son notables las concentraciones de proteínas totales, sodio y potasio. En un ambiente árido, los incrementos de estos valores relacionados con la deshidratación de la muestra podrían interpretarse como importantes a nivel clínico tras solo dos horas de exposición al aire seco. El crecimiento bacteriano en un tubo de recolección de suero puede provocar una reducción del valor de glucosa si el procesamiento está retrasado sin refrigeración. (Meyer y Harvey, 2007, pp. 223-224).

2.4.7 Durante la extracción.

Durante la toma de muestra se deben tener en cuenta una serie de factores, como son postura del animal, vaso del que se extrae la sangre, etc. El uso prolongado del torniquete puede dar falsas elevaciones de algunos parámetros al producir hemoconcentración en los vasos sanguíneos, como colesterol, triglicéridos, calcio y hierro, GTP o GOT. Igualmente, no se recomienda la extracción de sangre a partir de un catéter intravenoso. (Juste y Carreton, 2015, p.108).

2.4.8 Hemólisis.

Debe tenerse cuidado de evitar hemólisis yatrogénica, que interfiere con las proteínas plasmáticas, fibrinógeno y varias determinaciones de eritrocitos. Las muestras deben enviarse al laboratorio lo más rápidamente posible, y los frotis deben realizarse lo antes posible y

secarse rápidamente para minimizar los cambios morfológicos. (Meyer y Harvey, 2007, p. 19).

En una muestra hemolítica podemos encontrar las siguientes alteraciones:

- Hay un aumento de los parámetros que en condiciones normales, se encuentran en gran concentración en el interior del eritrocito, y que salen al exterior en el caso de una muestra hemolítica. Son principalmente el potasio, más notable en algunas razas de perros que en otras, y enzimas como la ALT/GPT, CPK, LDH (cuya concentración dentro de los hematíes es 150 veces superior a la del suero) o la AST/GOT.
- Influencia del metabolismo celular. Las enzimas que se encontraban en el interior del eritrocito siguen trabajando en suero hemolítico durante un tiempo bastante prolongado. La principal consecuencia de este proceso es la disminución de la concentración de la glucosa sérica.
- Proteínograma. La hemoglobina, liberada por la hemólisis, puede causar problemas en la interpretación del proteínograma.
- Ciertas técnicas enzimáticas que miden longitudes de onda entre 300-500 nm, con solapamiento en el rojo, sufrirán variaciones, como en el caso de la fosfatasa alcalina, o la gamma glutamil transpeptidasa (GGT). (Juste y Carretón, 2015, p.110).

La hemólisis e hiperproteinemia aumentan los valores de COL cuando se usan métodos espectrofotométricos, mientras la bilirrubinemia disminuye los valores de COL. Los intervalos de referencia en suero que se usan en nuestro laboratorio son para el colesterol: 120-300 mg/dl y 100-300 mg/dl en gato; y para triglicéridos: 30-200 mg/dl en perro y gato. (Cerón, 2013, p.140).

2.4.9 Raza.

Los aumentos del VCM, indican eritrocitos de un tamaño mayor que el normal (macrocitosis) y se dan en: ciertas razas como Greyhounds, Whippet, Lurcher y algunos Caniches.

Los descensos del VCM indican eritrocitos de menor tamaño que el normal (microcitosis) y se suelen dar en anemias por déficit de hierro asociadas a pérdida de sangre crónica. También se ha descrito en casos de shunts portosistémicos y en razas como en Akita Inu y Shiba Inu. (Cerón, 2013, p.41).

2.5 Hemograma.

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 y Tvedten, 2004, p. 16).

“El hemograma completo puede ofrecer una buena información sobre los pacientes. Un buen conocimiento y una correcta utilización de los principios técnicos utilizados para obtener estos datos incrementan la capacidad de diagnóstico y tratamiento de las enfermedades” (Juste y Carretón, 2015, p.27).

2.5.1 Recuento de células sanguíneas (CBC).

Es una parte integral de la investigación del diagnóstico de cualquier proceso de una enfermedad sistémica. Está formado por dos componentes:

- Examen cuantitativo de las células, incluyendo: valor hematocrito obtenido por centrífuga (PCV), recuento total de eritrocitos (RBC), concentración de hemoglobina (Hb), recuento total de leucocitos (WBC), recuento referencial de WBC y recuento plaquetar. Además se evalúan: el volumen corpuscular medio (MCV) de los eritrocitos, la hemoglobina corpuscular media (MCH) y la concentración de hemoglobina corpuscular media (MCHC) y se miden las proteínas totales.

- Examen cualitativo de las extensiones de sangre para detectar cambios en la morfología celular. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p.33).

Análisis con un autoanalizador de hematología.

Los analizadores de hematología van a proporcionar el valor hematocrito, número de eritrocitos, concentración de hemoglobina (Hb) y diferentes índices calculados a partir de estos valores. Aunque se puede determinar el número de eritrocitos de forma mediante recuento con cámara, en clínica no sería recomendable por ser un proceso laborioso y poco preciso. (Cerón, 2013, p.41).

2.5.2 Serie roja.

Los eritrocitos de los perros y de los gatos no son nucleados y se tiñen de rosa. Los eritrocitos caninos tienen un área pálida en el centro de la célula (palidez central) que no es obviamente en los gatos. Los eritrocitos caninos son más grandes (7µm de diámetro) que los eritrocitos felinos (5.5 µm de diámetro). (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, pp. 42-43).

Los eritrocitos se producen en la médula ósea.

El número de eritrocitos circulantes se ve afectado por cambios en el volumen plasmático, el ritmo de eliminación o pérdida de eritrocitos, contracción esplénica, secreción de eritropoyetina (EPO), y el ritmo de producción de la médula ósea.

El hematocrito normal se mantiene mediante un circuito endocrino que implica la producción y liberación de eritropoyetina (EPO) por parte del riñón en respuesta a la hipoxia renal.

La eritropoyetina estimula tanto la producción de las plaquetas como la de eritrocitos. Sin embargo, la eritropoyetina no estimula la producción de leucocitos.

La eritropoyesis y el número de eritrocitos también están afectados por las hormonas de la corteza adrenal, tiroideas, ovarios, testículos y pituitaria anterior.

La función primaria de los eritrocitos es transportar el oxígeno a los tejidos y extraer el dióxido de carbono.

Para facilitar este intercambio, los eritrocitos disponen básicamente de una proteína soluble transportadora de gas (hemoglobina) rodeada por una membrana celular protectora.

La plasticidad de los eritrocitos normales les permite atravesar lechos de capilares tortuosos permitiendo que haya un íntimo contacto entre eritrocitos y las células tisulares. Esto, a su vez, hace el intercambio gaseoso más eficaz. (Rebar, MacWilliams, Feldman, Metzger, Pollock y Roche, 2002, pp. 31-32).

Algunos cambios morfológicos tiene utilidad diagnóstica, como la policromasia (reticulocitosis), células microcíticas-hipocrómicas, esferocitosis, autoaglutinación, pilas de monedas, cuerpos de Heinz, parásitos de sangre y GR con cuerpos de inclusión de moquillo. Muchas alteraciones de los GR tienen poca importancia clínica (por ej., anisocitosis, equinocitos, eliptocitos, codocitos y leptocitos) en especial si son escasas. (Willard y Tvedten, 2004, p. 31).

Hemoglobina total. Es una proteína conjugada de los eritrocitos cuya función es el transporte de oxígeno, que se determina por contadores celulares automáticos o en espectrofotómetros.

La concentración de hemoglobina se mide según la absorbancia de la muestra a una determinada longitud de onda, característica de esta proteína. Puede variar fisiológicamente por las mismas razones que varía en un número de eritrocitos. La altitud sobre el nivel del mar produce cierto grado de hipoxia que, dependiendo de la duración y continuidad, puede elevar la concentración de hemoglobina. (Juste y Carretón, 2015, p.37).

En la mayoría de casos, la concentración de Hb, el recuento de eritrocitos (RGR) y El VCA son en esencia equivalentes para estimar la masa eritroide del animal. (...). La Hb puede ser un parámetro más exacto que el VCA si las células están contraídas, edematizadas

o tienen aumento de la fragilidad. (...). Un número elevado de cuerpos de Heinz puede producir un aumento erróneo en la densidad óptica, que produce un incremento artificial en la concentración de Hb. (Willard y Tvedten, 2004, p. 21).

El hematocrito indica la relación entre el volumen de los eritrocitos y el de la sangre total y se define clásicamente, como el volumen ocupado por los hematíes contenidos en 100 ml de sangre (expresado en %).

El valor hematocrito expresa, en términos relativos la cantidad de eritrocitos en un volumen de sangre. Es una prueba sencilla y muy útil para conocer la masa de hematíes existente en sangre circulante. (Juste y Carretón, 2015, p.35).

El HCT puede medirse por centrifugación de la sangre en un tubo de microhematocrito. Cuando se mide de este modo, el HCT es el método más sencillo y más reproducible para cuantificar los eritrocitos en la práctica clínica. (...).

La capacidad del bazo para expandirse y contraerse puede resultar en cambios sustanciales en HCT, especialmente en caballos y perros. La excitación o el ejercicio con contracción esplénica inmediatamente antes de la flebotomía pueden resultar en incrementos del 30, 40 ó 50 % del HCT en gatos, perros y caballos, respectivamente. Contrariamente, la anestesia (especialmente los barbitúricos) puede provocar esplenomegalia, y el HCT puede caer por debajo del intervalo de referencia. (Meyer y Harvey, 2007, p. 77).

“*Eritrocitosis* se refiere a un incremento en el HCT, hemoglobina y recuento de RBC por encima del intervalo de referencia” (Meyer y Harvey, 2007, p. 112).

La eritrocitosis es o bien relativa (artefacto) o absoluta. Una eritrocitosis relativa es aquella en la que el HCT es elevado pero la masa eritrocitaria total es normal. Está provocada por contracción esplénica o deshidratación. La contracción esplénica se estimula por la epinefrina, como ocurre con excitación, miedo, dolor o ejercicio.

Una eritrocitosis absoluta es una en la que el HCT está elevado por la masa eritrocitaria total en el cuerpo está incrementada. La eritrocitosis absoluta puede aparecer como resultado de un incremento de la producción de EPO (eritrocitosis secundaria) o alteraciones en las que el incremento de la proliferación de los eritrocitos ocurre en presencia de los valores de EPO normales o reducidos (eritrocitosis primaria). (Meyer y Harvey, 2007, pp. 113-114).

Volumen corpuscular medio (VCM). Da información sobre el volumen o “tamaño” medio de los eritrocitos expresado en fentolitros (fl).

Es un parámetro de medición directa por los contadores automáticos, pero puede ser calculado manualmente en función de la siguiente relación:

$$\text{VCM} = \frac{\text{HCT (\%)}}{\text{N}^{\circ} \text{eritrocitos}} \times 10$$

Cuando los valores se hallan dentro de los límites considerados fisiológicos los hematíes son normocitos. (Juste y Carretón, 2015, pp.37-38).

El VCM representa el volumen medio de un único eritrocito en fentolitros (10^{-15} litros). El VCM se determina en forma más precisa por medición directa mediante los contadores celulares electrónicos. Puede calcularse de forma indirecta dividiendo el HCT (como un porcentaje) por el recuento de RBC (en millones de células por microlitro) y multiplicándolo por 10, pero este valor calculado es menos preciso por que se requieren dos mediciones separadas. El VCM varía mucho entre especies. Los mamíferos tienen eritrocitos más pequeños que las aves, reptiles y anfibios. Las especies con eritrocitos más grandes tienen recuentos menores de RBC, resultando en HCTs similares en mamíferos y aves. Los VCMs pueden variar con la edad, siendo mayores en los caballos viejos y el vacuno. (Meyer y Harvey, 2007, p.91).

Este valor, al compararlo con el intervalo de referencia propio de la especie, permite clasificar a los glóbulos rojos en:

- Normocíticos: el valor se sitúa dentro del intervalo de referencia, son glóbulos rojos de tamaño medio.
- Microcíticos: el valor queda por debajo del límite inferior del intervalo de referencia, son glóbulos rojos menores que el tamaño medio.
- Macroscíticos: el valor queda por encima del límite superior del intervalo de referencia, son glóbulos rojos mayores que el tamaño medio. (Sink y Feldman, 2009, p. 99).

Hemoglobina Corpuscular Media. “Indica el peso de la hemoglobina por eritrocito. Es el índice eritrocitario de menor importancia. Se obtiene bien utilizando contadores celulares automáticos o bien aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{HMC} = \frac{\text{Hb} \times 10}{\text{n}^{\circ} \text{ hematíes}}$$

Se mide en picogramos (pg) (10-12gr)” (Juste y Carretón, 2015, p.38).

La hemoglobina corpuscular media se calcula dividiendo el valor de hemoglobina (en gramos por decilitro) por el recuento de RBC (en millones por decilitro) y multiplicando por 10. La hemoglobina corpuscular media no facilita ningún valor añadido porque depende del VCM y CMHC. Generalmente se correlaciona directamente con el VCM, excepto en animales con eritrocitos macrocíticos e hipocrómicos. (Meyer y Harvey, 2007, p.95).

Un valor de MCH que este por debajo de límite inferior del intervalo de referencia de la especie indica que el peso de la hemoglobina de los glóbulos rojos es menor que el peso medio.

Un valor de MCH que esté por encima de límite superior del intervalo de referencia de la especie indica que el peso de la hemoglobina de los glóbulos rojos es mayor que el peso medio. (Sink y Feldman, 2009, p. 99).

La Concentración Media de Hemoglobina Corpuscular (CMHC) representa la concentración media de hemoglobina en los eritrocitos. Se calcula dividiendo el valor de la

hemoglobina (en gramos por decilitro) por el HCT (como un porcentaje) y multiplicando por 100. La CMHC se expresa en g/dL de eritrocitos (Nota: los valores de hemoglobina en sangre se expresan como g/dL de sangre completa). Los intervalos de referencia establecidos por el uso de los valores de HCT determinados por contadores celulares electrónicos tienden a ser ligeramente superiores a los determinados empleando los valores de HCT medidos por centrifugación por la presencia de pequeñas cantidades de plasma atrapado en las muestras centrifugadas. (Meyer y Harvey, 2007, pp. 93-94).

“Junto con el VCM es el índice eritrocitario de mayor importancia desde el punto de vista clínico” (Juste y Carretón, 2015, p.38).

Este valor comparado con el intervalo de referencia propio de la especie, permite clasificar a los glóbulos rojos en:

- Normocrómicos: el valor se sitúa dentro del intervalo de referencia, con glóbulos rojos cuya concentración media de hemoglobina está dentro de la media.
- Hipocrómicos: el valor se sitúa por debajo del límite inferior del intervalo de referencia, con glóbulos rojos cuya concentración media de hemoglobina está por debajo de la media.
- Hiperocrómicos: el valor se sitúa por encima del límite superior del intervalo de referencia, son glóbulos rojos cuya concentración media de hemoglobina está por encima de la media. (Sink y Feldman, 2009, p. 99).

“Los dos índices son calculados por el equipo. Así CHCM es Hb/hematocrito y HCM es Hb/número de eritrocitos” (Cerón, 2013, p.41).

La interpretación se realiza de la siguiente forma:

- Descensos de ambos parámetros (hipocromasia) se van a producir por déficit de hierro presencia de reticulocitos (los reticulocitos tienen menos hemoglobina que los eritrocitos maduros).

- Aumentos de ambos parámetros (hipercromasia) se van a producir en casos de hemólisis (ya que la Hb sigue igual, pero baja el número de eritrocitos y hematocrito) o lipemia (produce un aumento artefactual de la Hb).

Como los dos índices relacionados con la hemoglobina proporcionan una información similar, se prefiere para la interpretación la CHCM por ser más preciso al usar el valor hematocrito. (Cerón, 2013, p.41).

Amplitud de la distribución eritrocitaria (RDW, por sus siglas en inglés).

Se define como el coeficiente de variación del VCM e indica el grado de variación de tamaño (anisocitosis) de los eritrocitos. Así un aumento del RDW se asocia con anemias regenerativas. (Cerón, 2013, p.41).

2.5.3 Serie blanca.

Datos del analizador hematológico.

Los analizadores de hematología van a proporcionar el número total de leucocitos. Y en el caso de aquellos que estén correctamente validados (esto es un punto importante que se debe de comprobar antes de adquirir el equipo), pueden proporcionar el recuento diferencial de los distintos tipos leucocitarios. Aunque siempre va a estar incompleto porque no incluye el número de bandas que se debe de estimar a partir del frotis. Como se aprecia en el estudio de Welles y col. (como se citó en Cerón, 2013) en muchas ocasiones los diferenciales que ofrecen los equipos disponibles para el clínico no son correctos.

Hay que tener en cuenta que, en casos de presencia de eritroblastos (eritrocitos nucleados) en sangre, esto será contados como leucocitos por el analizador, por lo tanto cuando se vean eritrocitos nucleados en el frotis se deberá calcular el porcentaje de células nucleadas que representan y restarlos del número total de leucocitos. (Cerón, 2013, p.58).

“Leucocitos. La mayoría de los leucocitos del organismo no circulan libremente por el torrente sanguíneo del que se obtiene las muestras, sino que se encuentran en cúmulos distribuidos por todo el organismo” (Juste y Carretón, 2015, p.61).

Los leucocitos son responsables del reconocimiento, la respuesta y la eliminación del organismo, de material extraño, y de células o tejidos deteriorados o muertos. Son las células de mayor número apetecido tanto en el mecanismo de la inflamación, como en el de la respuesta inmunitaria. (Juste y Carretón, 2015, p.61).

Neutrófilos. En la médula ósea existe un compartimiento de reserva de neutrófilos (segmentados y en banda), que son los primeros en salir al torrente circulatorio en caso de necesidad, siendo capaz de abastecer la demanda normal de 5 días. Solo hay un incremento de producción por parte de la médula ósea después de 3 o 4 días, de ahí que sea importante el compartimiento de reserva. La estancia media de neutrófilo en el torrente sanguíneo es de 6 a 10 horas.

Los neutrófilos que circulan están en dos compartimentos, un *pool* circulante y un *pool* marginal adherido al endotelio vascular de los capilares, por lo tanto, su valor no se ve reflejado en el hemograma. Normalmente los neutrófilos, una vez transcurridos entre 1 y 4 días, son eliminados de diferentes formas. (Morales, 2009, p. 49).

Los neutrófilos constituyen la principal defensa contra la invasión de los tejidos por microorganismos. Los neutrófilos eliminan bacterias pero también pueden dañar o participar en la destrucción de hongos, algas o virus.

Los neutrófilos se congregan en los puntos donde se produce inflamación o infección bacteriana por un proceso de migración direccional o quimiotaxis.

En la zona de la inflamación, los neutrófilos son capaces de desarrollar fagocitosis y una actividad microbicida. La fusión de los gránulos lisosomales con las vesículas

fagocitadas libera enzimas líticas y sustancias químicas capaces de destruir las bacterias. (Rebar et al., 2002, pp. 74-75).

Neutrófilos segmentados. Los neutrófilos se caracterizan por su núcleo separado en numerosos lóbulos, habitualmente entre 3 y 5. El tamaño normal de los neutrófilos en pequeños animales es de 12 micras. Las principales funciones del neutrófilo se encuentran asociadas a la fagocitosis y a la inflamación.

Neutrófilos no segmentados o en banda. Son formas inmaduras de los polimorfonucleares neutrófilos y, en condiciones fisiológicas, son escasos en sangre periférica de pequeños animales. Se caracteriza por un núcleo, que en vez de parecer multilobulado, muestra una forma característica “S”, “U”, o “C”. (Juste y Carretón, 2015, p. 62).

Eosinófilos. Estas células suelen ser de mayor tamaño que los neutrófilos y normalmente se encuentran en bajo número en animales sanos. El núcleo aparece segmentado pero se divide en pocos lóbulos (dos de lo más normal), con cromatina poco compacta y citoplasma claro que presenta gránulos llamativamente rosáceos. Estos gránulos suelen ser uniformes y pequeños en gato, ocupando completamente el citoplasma. En el perro, al contrario, son de tamaño y forma variable, y aparecen usualmente cuatro o cinco que ocupan todo el citoplasma. (Juste y Carretón, 2015, p. 63).

Tienen un papel importante en la inflamación aguda, ya que sus gránulos citoplasmáticos contienen enzimas similares a las que poseen los neutrófilos, además de otras proteínas degradantes y oxidativas, y enzimas antiinflamatorias (histaminasas). Tienen su principal papel en las reacciones de hipersensibilidad mediadas por anticuerpos IgE.

Son escasos en sangre periférica porque desde la médula ósea pasan a la circulación en la que están aproximadamente 30 minutos y posteriormente se dirigen a los tejidos con

una vida media de 12 días. De esta forma, un incremento de eosinófilos solo es clínicamente significativo si perdura en el tiempo. (Morales, 2009, p. 86).

Los basófilos son raro de encontrar en sangre periférica de perros y gatos sanos. Son del mismo tamaño o mayores que los neutrófilos. El núcleo tiene menos lobulaciones que un neutrófilo y suele adoptar una forma de cinta trenzada. El citoplasma es de color azul-grisáceo. (Morales, 2009, p. 89).

Los gránulos de los basófilos contiene histamina y heparina:

La histamina liberada por los basófilos y los mastocitos juega un papel primordial en la reacción de hipersensibilidad inmediata como la que ocurre en la urticaria, anafilaxis y alergia aguda.

La heparina inhibe la coagulación, con una importante función en la inflamación.

Los basófilos activados sintetizan diversas citoquinas o modulan la respuesta inflamatoria. (Rebar et al., 2002, p. 95).

Monocitos. Constituyen casi el 5% de los leucocitos de la sangre periférica de los perros y gatos. Los monocitos circulantes abandonan el torrente sanguíneo al azar y se convierten en macrófagos tisulares, células epitelioides y células gigantes multinucleares.

El monocito ejerce su función como macrófago en los tejidos al liberar mediadores de la inflamación e iniciar la respuesta inmune.

Así los monocitos/macrófagos actúan frente a virus, hongos, protozoos, sintetizan factores (interferón, interleuquinas, factores de crecimiento de células hematopoyéticas), contribuyen a la eliminación de células infectadas por virus o células tumorales y a la reparación tisular.

Además los macrófagos regulan las reservas de hierro del organismo ya que la hemoglobina procedente de los glóbulos rojos que se destruyen en degradada y el hierro es almacenado en forma de hemosiderina dentro de los macrófagos. (Morales, 2009, p. 79).

Los monocitos caninos y felinos son más grandes que los neutrófilos y de tamaño similar a los eosinófilos y basófilos. El núcleo varía enormemente en morfología, adoptando desde formas alargadas en U, que recuerdan a los neutrófilos en banda, a formas multiglobuladas irregulares. La cromatina nuclear de los monocitos es generalmente distinta tanto de granulocitos maduros como inmaduros, y tienen forma característica de reticular a forma de cordón, como solo unos pocos agregados aislados de heterocromatina. El citoplasma, de moderado a abundante, y de color azul grisáceo, tiene una textura de cristal esmerilado, a menudo con escaso moteado de diminutos gránulos eosinofílicos y, ocasionalmente, con vacuolas. Los bordes citoplasmáticos suelen ser irregulares, algunas veces con extensiones finas, filamentosas, como pseudópodos. (Cowell et al., 2009, p. 392).

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

- Fagocitosis
- 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. (Rebar et al., 2002, pp. 101-102).

Lo más característico de estas células es que son de tamaño mayor a los neutrófilos, que su diámetro varía entre 15 y 20 micras. El núcleo es de morfología muy variable (desde formas de riñón, “C” o “U” parecidas a los neutrófilos no segmentados hasta formas multilobuladas). La principal función del monocito responde a su capacidad fagocítica. Ingeren y destruyen organismos que no pueden ser controlados por los neutrófilos,

especialmente hongos, protozoos, organismos intracelulares y algunas bacterias. (Juste y Carretón, 2015, p. 64).

Linfocitos. Son de pequeño tamaño, escasamente mayores a un eritrocito y con un núcleo redondeado densamente teñido donde predomina la cromatina compacta. El citoplasma es escaso y a veces incluso imperceptible. El linfocito es la célula principal de las involucradas en la respuesta inmune. (Juste y Carretón, 2015, p. 64).

Los linfocitos son las células del sistema inmunitario específico.

Los linfocitos B se diferencian a células plasmáticas que producen anticuerpos (inmunidad Humoral).

Los linfocitos T son responsables de la inmunidad celular mediante la formación y liberación de moléculas conocidas colectivamente como citoquinas.

Los linfocitos de la sangre periférica constituyen las células memoria del sistema inmunitario.

A medida que recirculan, los linfocitos están vigilantes ante la posible presencia de antígenos a los cuales ya han estado previamente sensibilizados.

Cuando los linfocitos que están activados por este contacto previo entran en los ganglios linfáticos, pueden iniciar tanto la respuesta inmune celular como humoral a través de una expansión clonal selectiva. (Rebar et al., 2002, pp. 107-108).

Los linfocitos son de tamaño variable, pero el pequeño linfocito es el más frecuente, el núcleo es excéntrico; la cromatina forma grumos y se tiñe intensamente. El citoplasma es azul pálido con la parte más clara cerca del núcleo. Los gránulos azurófilos teñidos de azul oscuro se observa rara vez, y cuando aparecen son pequeños y escasos. (Schalm, 1964, p. 106)

Plaquetas. Son los elementos formes sanguíneos de menor tamaño en los frotis sanguíneos de pequeños animales. Suelen ser redondeado u ovalados y presentan una tinción

pálida y finalmente granular. El diámetro de las plaquetas varía entre 2 y 4 micras, aunque a veces son mayores en felinos. No es raro observarlas formando agregados o aglutinadas, sobre todo en extensiones de sangre felina. (Juste y Carretón, 2015, p. 68).

Las plaquetas de perros y gatos son células pequeñas, anucleadas, con citoplasma gris pálido a azul claro descolorido que contiene normalmente una agrupación central de gránulos pequeños rosados o de color púrpura.

Las plaquetas varían de tamaño en la especie canina, siendo 1/4 a 2/3 del tamaño de los eritrocitos. (Morales, 2009, p. 92).

La vida media de las plaquetas de los perros es de una semana y en el gato de un poco más de un día, siendo los monocitos/macrófagos los encargados de su eliminación preferentemente en el bazo y pulmón. (Morales, 2009, p. 93).

Las plaquetas son esenciales para la hemostasis normal y llevan a cabo cuatro funciones diferentes:

Mantienen la integridad vascular al sellar pequeñas discontinuidades endoteliales.

Ayudan a detener hemorragias al formar agregaciones plaquetales tras la constricción endotelial.

Contribuyen a la actividad procoagulante de membrana lipídica al facilitar la hemostasia secundaria (coagulación) y la formación de fibrina.

Promueven la reparación vascular mediante el factor de crecimiento derivado de plaqueta (PDGF). (Rebar et al., 2002, p. 117).

2.6 Química sanguínea

La enzimología diagnóstica es el área de la medicina de laboratorio que está implicada en el estudio y la aplicación de la actividad enzimática como una ayuda para el reconocimiento o diagnóstico de las enfermedades, gravedad de la enfermedad y para evaluar la respuesta al tratamiento. Las enzimas son catabolizadores de proteínas que aceleran las

reacciones bioquímicas en las células. Sufren cambios durante una reacción y vuelven a su estado original cuando la reacción está completa. La alteración de la integridad celular la estimulación de la síntesis de proteínas de *novo* acelera la liberación de enzimas en la circulación. La propiedad catalítica es sensible y específica para cada enzima. La velocidad de la reacción catalizada por cada enzima es proporcional a la cantidad de enzima presente. La velocidad de aparición de un producto, desaparición de un sustrato o cambios en la concentración de una coenzima suele emplearse como un método indirecto de medir la cantidad de una enzima. (Meyer y Harvey, 2007, p. 215).

2.6.1 Perfil renal.

Urea. Las proteínas de la dieta o proteínas endógenas del organismo se catabolizan en aminoácidos. Estos a su vez se degradan en diferentes compuestos, entre los que están el amonio. En el hígado, la urea se sintetiza a partir del amonio. La urea se excreta por vía renal principalmente, a través del filtrado glomerular. Los valores de urea se expresan en milimoles por litro (mmol/l) en el Sistema Internacional, o en mg/dL. (Juste y Carretón, 2015, p. 122).

La urea es el principal producto de desecho de los mamíferos y, en última instancia, se excreta casi de forma exclusiva en la orina. Se sintetiza en el hígado a partir del dióxido de carbono y del amoniaco utilizando la vía del ciclo de la urea. La síntesis hepática de la urea es un proceso que requiere energía, y permite la excreción del exceso de amoniaco, que se forma gran parte durante la desaminación de los aminoácidos. Aunque la urea se clasifica como toxina urémica, es considerablemente menos tóxica como que su progenitor, el amoniaco.

Cuando la tasa de filtración glomerular total (GFR) de un perro o gato por debajo del 25% de lo normal, la concentración de urea sérica excede el límite superior del rango de diferencia.

La mayor parte del amoníaco incorporado a la urea proviene de la degradación de las proteínas. Por tanto, la tasa de formación de urea es muy dependiente del contenido proteico de la dieta de la tasa de catabolismo endógeno de las proteínas. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 239).

La urea se determina por sistemas de química seca o líquida y se puede expresar como urea propiamente dicha o BUN (nitrógeno ureico sanguíneo). Para pasar en mg/dl de BUN a urea hay que multiplicar por 2,14. (Cerón, 2013, p.180).

La creatinina es un producto de degradación espontánea no enzimática de creatinina y fosfocreatina en el músculo. La creatinina es proporcional a la masa muscular y no aumenta con la dieta; es excretada por los riñones mediante filtración glomerular, sin ser reabsorbida por los túbulos renales. (Juste y Carretón, 2015, pp. 122-123).

Los perros y gatos ingieren pequeñas cantidades de creatinina a través de la carne que comen, pero la mayor parte se produce a partir de su propio músculo esquelético por la degradación de la creatina. Aproximadamente entre 1.6-2.0% de la creatina total del cuerpo se convierte a creatinina cada día, en un proceso bastante constante, no-enzimático e irreversible. La cantidad de creatinina que se forma cada día depende por tanto, de la creatina total del cuerpo, que, a su vez, está determinada por la ingestión diaria, la tasa de síntesis y, lo más importante, la masa de músculo esquelético. Así es esperable que los gatos o perros musculados tengan una concentración de creatinina superior a los animales menos musculados, siendo igual en otros factores (como la función renal). (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 240).

La creatina plasmática se sintetiza de forma endógena a partir de la creatinina muscular de un modo constante. Va a estar influenciada sobre todo por la masa muscular, aumentos de masa muscular pueden producir incrementos en sus valores. De hecho se ha visto que en perros grandes o con mucho músculo como el Greyhound, los valores de

creatinina están cerca del límite superior del intervalo de referencia o incluso pueden superarlo.

Al contrario de la urea, se afecta muy poco por el aumento de absorción de proteínas a nivel intestinal o del catabolismo de las proteínas tisulares.

Para *excretarse* se filtra por el glomérulo y no se reabsorbe a nivel del túbulo, por lo tanto se considera como un mejor marcador de la filtración glomerular que la urea, ya que no se afecta por la función tubular.

La creatinina se determina también por sistemas de química seca o líquida, pero hay una alta variabilidad en los valores según el método empleado. Normalmente se puede medir por la reacción de Jaffé o por métodos enzimáticos; aunque es preferible el uso de métodos enzimáticos ya que son más específicos para la creatinina. (Cerón, 2013, p.180).

La concentración de NUS se emplea para valorar la función renal como parte de un perfil de salud general o en cualquier animal enfermo (en especial aquellos con vómitos, pérdidas de peso, anemia crónica no regenerativa, PU-PD, anuria-oliguria, IU crónica, proteinuria, o deshidratación).

La concentración de NUS es afectada por factores extrarrenales (a veces esto es una ventaja cuando se evalúa el cumplimiento del propietario con las dietas hipoproteicas recomendadas). Además, el índice del flujo urinario compromete en forma inversa a la concentración.

El NUS se mide en suero o plasma (...) mediante espectrofotometría, reflectómetro con “reactivo seco” y métodos con electrodo sensible al amoníaco o bien colocando una gota de sangre entera fresca sobre una tira reactiva de inmersión.

La concentración de creatinina sérica es otro parámetro importante. Si ésta es normal, se considera que el NUS está afectado por factores extrarrenales, que a menudo causan sólo

cambios leves, a menos que haya una enfermedad renal subyacente. (Willard y Tvedten, 2004, pp. 159-161).

“Una reducción de la urea (nitrógeno ureico sanguíneo [BUN]) en la circulación es una indicación indirecta de una alteración en el metabolismo del amonio, ya que su formación es dependiente de un metabolismo adecuado del amonio en el hígado” (Meyer y Harvey, 2007, p.267).

Diferencia entre urea y BUN. BUN consiste en el componente nitrogenado de la urea, y hace referencia al nitrógeno ureico en sangre. Como el nitrógeno es sólo una parte de la molécula de urea, el valor BUN será siempre menor al de urea. Existen unos factores de conversión:

- Convertir BUN (mg/dl) en urea (mg/dl), multiplicar por 2,14.
- Convertir BUN (mg/dl) en urea (mmol/l), multiplicar por 0,36.
- Convertir urea (mg/dl) en BUN (mg/dl), multiplicar por 0,47.
- Convertir urea (mmol/l) en BUN (mg/dl), multiplicar por 2,8.

(Juste y Carretón, 2015, p. 122).

2.6.2 Estado de los Glúcidos.

La glucosa se filtra por los glomérulos renales pero es reabsorbida en su totalidad por los túbulos renales, excepto cuando hay un exceso de sus niveles en sangre de modo que el riñón no es capaz de reabsorberlo por completo. Patologías como la diabetes mellitus o hiperadrenocorticismismo también puede ser causa de sus valores elevados. Se expresa como milimoles por litro (mmol/l) en el Sistema Internacional. También se puede expresar como mg/dl. (Juste y Carretón, 2015, p. 123).

Medición. La glucosa se puede medir en sangre entera, plasma con heparina o EDTA y suero. No se debe utilizar anticoagulantes de tipo oxalato de fluor o fluoruro de sodio para bloquear las glucólisis ya que se producen hemólisis.

Para evitar falsas *hiperglucemias* (hiperglucemias fisiológicas) se recomienda:

Mantener al paciente en ayunas durante al menos 4 horas, que es el tiempo en que los glúcidos vuelven a valores normales tras una comida. No obstante, es aconsejable 12 horas ya que es el tiempo que tarda de desaparecer el aumento de lípidos que se puede producir tras la ingestión de alimentos, a no ser que se trate de un animal muy joven (estos pueden tener hipoglucemias severas tras 12 horas de ayuno).

Evitar en lo máximo posible el nerviosismo o el estrés antes y durante la extracción de sangre (especialmente en gatos), ya que la adrenalina y noradrenalina aumentan la concentración de glucosa.

En aquellos casos donde sea necesaria la utilización de tranquilizantes, los α -2 agonistas (xilacina, medetomidina), las fenotiacidas y la morfina no se recomienda por ser hiperglucemiantes.

Para evitar falsas hipoglucemias, se aconseja separar el plasma o suero cuanto antes, no más tarde de 30 minutos después de la extracción. Las células sanguíneas siguen utilizando la glucosa “in vitro” ya que la insulina no se necesita para el transporte de la glucosa dentro de los leucocitos, eritrocitos y plaquetas; y por lo tanto disminuyen la glucemia en la sangre una vez obtenida si no se separa pronto. Se ha comprobado que una sangre sin centrifugar a temperatura ambiente, los niveles de glucosa pueden disminuir un 5-10% por hora.

Una marcada leucocitosis o una eritrocitosis aceleran el proceso.

La glucosa plasmática se puede medir utilizando analizadores de química seca (entre los que se encuentran los glucómetros) o de química húmeda. (Cerón, 2013, p.131).

2.6.3 Perfil enzimático del hígado.

Normalmente en el perfil enzimático para evaluar el hígado se incluyen cuatro enzimas:

- La ALT (alanino aminotransferasa) que están dentro del hepatocito y aumentan en sangre cuando se lesiona este. La AST se encuentra tanto en el citosol como dentro de las mitocondrias del hepatocito.
- La FAL (fosfatasa alcalina) y GGT (gammaglutamiltransferasa) que están en las membranas del sistema de conducción biliar y de los hepatocitos. Estas enzimas aumentan por causas que inducen su síntesis como colestasis o corticoides. (Cerón, J., 2013, p.150).

Alanina aminotransferasa (ALT/GPT). Se encuentran en niveles altos en el parénquima hepático y en escasa cantidad en el resto de los tejidos del perro y gato; por lo tanto es una enzima específica del hígado en estas especies, aumenta por fenobarbital y glucocorticoides. Algunos autores indican que estos compuestos inducen la síntesis de ALT. La vida media de la ALT es de 2-4 días en el perro y en el gato es de tan sólo 6 horas. (Cerón, 2013, p. 150).

Es una enzima citosólica que se encuentra en los hepatocitos a concentraciones 10.000 veces más altas que la concentración sérica normal. La medición de su liberación en suero se considera la prueba de elección para detectar daño hepatocelular en perros y gatos, ya que tiene una elevada sensibilidad. La probabilidad de obtener resultados falsos negativos, es decir ALT, dentro de rango de referencia en animales con daño hepático activo significativo es muy baja. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, pp. 261-262).

Su tiempo de vida medio en suero en perros se ha descrito en varios textos y está entre 3 horas y 4 días. El tiempo de vida medio es significativamente más corto en gatos y por tanto el rango de referencia normal es más bajo y los pequeños aumentos son más significativos. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 262).

Analíticamente es recomendable usar métodos que tengan piridoxal-5 fosfato para evitar obtener valores falsamente disminuidos. En los estudios publicados en el perro no se ha

visto efecto de hemólisis sobre la ALT, es decir el eritrocito no tiene cantidad suficiente de ALT como para subir sus niveles en una muestra hemolítica con hemólisis “in vitro” (causada por una rotura de eritrocitos una vez obtenida la sangre). (Cerón, 2013, p.150).

Aspartato aminotransferasa (AST/GOT). “Se encuentra en hígado, pero también en cantidades significativas en músculo esquelético y cardíaco” (Cerón, 2013, p.151).

Esta es otra enzima hepatocelular que se libera cuando hay daño celular, aunque, a diferencia de la ALT, también se encuentran en cantidades significativas en el músculo esquelético y en el músculo cardíaco. Sin embargo, la inflamación del músculo es relativamente poco habitual en los perros y en los gatos, y puede identificarse midiendo de forma simultánea una enzima específica del músculo por ejemplo la creatina cinasa (CK). En la enfermedad hepática, los aumentos en la AST normalmente son paralelos a los de la ALT. Por tanto, incrementos en la AST y en la CK, pero no en la ALT, probablemente indican daño muscular. Las AST también puede incrementarse por la hemólisis y la liberación de RBCs. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 264).

Al igual que ocurre con la ALT, va a ser recomendable usar métodos con piridoxal-5 fosfato para su análisis. La hemólisis “in vitro”, aunque aumenta los valores de AST, no lo suele hacer en una cantidad suficiente para dar valores fuera del intervalo de referencia. Aunque este efecto dependerá del método que se emplee para analizar AST. (Cerón, 2013, p.151).

“Estable durante 3 días a temperatura de laboratorio y durante 28 días a -20°C” (Davies, 1990, p.9)

Fosfatasa Alcalina (ALP). “Tampoco es una enzima hepatoespecífica, y está asociada a la membrana celular de órganos del perro y gato: hígado, hueso, intestino, riñón o placenta” (Juste y Carretón, 2015, pp. 124-125).

La ALP se encuentra en hígado, hueso, intestino, riñones y placenta. No obstante, las fuentes renal e intestinal raramente contribuyen al incremento en los niveles séricos y las principales causas de incremento de ALP sérica son la colestasis, inducción por fármacos/hormonas y aumento de actividad osteoblástica. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 265).

Se encuentra unida a las membranas celulares de las vías biliares y hepatocitos. Va a necesitar más tiempo para aparecer elevada en suero la ALT y AST a que sus aumentos son normalmente debidos a una inducción de su síntesis.

Lo más característico de FAL es que presente varias isoenzimas que tienen propiedades físicas y químicas distintas. (Cerón, 2013, p.152).

En el hígado, la ALP está unida a las membranas microsomal y del canículo biliar de los hepatocitos y normalmente es secretada la bilis. La colestasis (extra-intrahepaticas) y los fármacos de inducción producen la liberación de la ALP hepática en la sangre. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 265).

Un aumento en la ALP sérica en enfermedad intestinal primaria es más probable que venga dado como resultado a un daño hepático secundario que a la liberación isoenzimas intestinales. De forma similar, como la ALP es excretada en la orina y no es significativa cuando se mide en la ALP sérica. La ALP placentaria, obviamente solo es detectable durante la gestación. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 266).

“La ALP hepática se libera en la sangre como resultado a la colestasis (extra- o intrahepática) y a la inducción por fármacos” (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 266).

“Es estable durante 2-3 días a 4°C y durante 28 días a -20°C” (Davies, 1990, p.8).

La FAS de origen óseo está con frecuencia aumentada (menos de 3 veces el valor normal) en perros menores de 6 a 8 meses de edad. En enfermedad ósea (por ej.,

osteosarcoma, osteomilitis) puede elevar la FAS (por lo general in incremento menor) y en general denota un signo de pronóstico reservado porque podría deberse a metástasis óseas.

Las principales causas de valores de FAS 3 veces superiores a los normales en perros son enfermedad hepatobiliar, hiperadrenocorticismo y tratamiento con corticoides o anticonvulsivantes. (Willard y Tvedten, 2004, pp. 239-240).

La GGT es otra glicoproteína microsomal que está adherida a la membrana, asociada con el árbol biliar, que aumenta en el plasma cuando hay colestasis. Generalmente aumentan de forma paralela a la actividad de la ALP, pero probablemente está menos influida por la necrosis de los hepatocitos. Hay isoenzimas de la GGT en otros tejidos; destacan el riñón, el páncreas, el intestino, el corazón, los pulmones, el músculo y los eritrocitos, aunque se cree que la mayor parte de la GGT circulante proviene del hígado. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 267).

Igual que ocurre con la ALP; está especialmente asociada al borde de cepillo o microvellosidades de los hepatocitos, células epiteliales biliares, células epiteliales de los tubos renales y células epiteliales mamarias (especialmente durante la gestación). El aumento de la actividad de GGT se debe a la inducción de la enzima en células epiteliales biliares o hepatocitos. La actividad GGT sérica puede inducirse en perros en la administración de corticoesteroides. (Latimer et al., 2005, p. 244).

2.6.4 Bilirrubinas.

La bilirrubina es el principal pigmento biliar y producto de la degradación de las hemoproteínas de la hemoglobina, mioglobina y enzimas que contienen el grupo hemo (por ejemplo, los citocromos). Las células fagocitarias del MPS (sistema mononuclear fagocítico), especialmente en el hígado, bazo y médula ósea, eliminan eritrocitos senescentes y anormales, y convierten la hemoglobina a bilirrubina vía biliverdina. La bilirrubina libre es insoluble en agua, y es transportada en el plasma unida de forma reversible a albúmina hasta

los hepatocitos, donde es captada y, junto con la bilirrubina producida en los hepatocitos a partir de las hemoproteínas intracelulares, conjugada a bilirrubina diglucoronato. La conjugación de la bilirrubina ayuda a la solubilización acuosa y a la excreción a través de las canículas biliares.

Después de la excreción biliar y del almacenamiento en la vesícula biliar, la bilis pasa al intestino a través del conducto biliar común. Las bacterias intestinales convierten el pigmento biliar en un número de pigmentos fecales, incluyendo la estercobilina, que es la que produce el color normal de las heces. También se produce urobilinógeno. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 273).

Deriva del catabolismo de la hemoglobina y circula en las formas conjugadas y libres.

Niveles elevados de bilirrubina conjugada sugieren enfermedad hepática. La reacción directa de Van den Bergh indica la bilirrubina conjugada soluble en medio acuoso (directa) presente en el suero. (Sodikoff, 1996, p. 6).

La bilirrubina no conjugada es un compuesto pigmentado producido en gran medida por la degradación del grupo hemo de los eritrocitos envejecidos por parte del sistema de mononucleares y macrófagos. Una pequeña proporción de bilirrubina no conjugada se deriva de los citocromos hepáticos y la eritropoyesis no efectiva. La albúmina transporta la bilirrubina no conjugada insoluble en agua hacia el hígado. La bilirrubina no conjugada también se denomina *bilirrubina de acción indirecta* por la reacción diazo (prueba de van den Bergh) empleada para diferenciarla de la bilirrubina conjugada. La literatura también se refiere a la bilirrubina no conjugada como *bilirrubina libre*, independientemente de si está o no unida a la albúmina. En el contacto con la membrana sinusoidal de los hepatocitos, la bilirrubina no conjugada se disocia de la albúmina, se transporta a través de la membrana y se une a la ligandina citoplasmática. La captación hepatocelular es un proceso muy eficiente, que resulta en una vida media de la bilirrubina no conjugada de solo minutos. La zona de

anión orgánico para la capacitación de ácidos biliares es distinta de la bilirrubina. (Meyer y Harvey, 2007, pp. 270-271)

“La bilirrubina se conjuga con el ácido glucorónico para formar bilirrubina conjugada hidrosoluble, también denominada *bilirrubina de acción directa* por la reacción diazo empelada para su determinación” (Meyer y Harvey, 2007, pp. 270-271).

Un aumento en el nivel de bilirrubina conjugada o no conjugada circulante ejerce un color amarillo en los tejidos, denominado *ictericia*, cuando la concentración excede aproximadamente los 2 mg/dL. Las causas comunes de ictericia son una destrucción acelerada de los eritrocitos, denominada *ictericia hemolítica*, y la enfermedad hepatobiliar. La zona de la enfermedad hepática puede ser intra o extrahepática. (...).

(...).

La bilirrubina conjugada que aumenta en la circulación como resultado de enfermedades hepatobiliares va ligada a la albúmina en una de dos formas –una que está unida de forma no covalente a la albúmina y una que está unida de forma covalente. (Meyer y Harvey, 2007, pp. 271-272).

“Las enfermedades hemolítica y hepatobiliar son dos etiologías principales. El HC debe realizarse en todo paciente icterico para descartar enfermedad hemolítica. El número de GR debe presentar una reducción rápida y significativa para causar ictericia clínica” (Willard y Tvedten, 2004, p. 235).

2.6.5 Perfil enzimático del páncreas y tracto gastrointestinal.

Amilasa. En animales solo hay α -amilasa. Es una metaloenzima dependiente de calcio, secretada en forma activa, que hidroliza a carbohidratos complejos el enlace α -1,4 para dar maltosa y glucosa. El páncreas, hígado e intestino delgado, son las fuentes de actividad de amilasa en el suero. (Latimer et al., 2005, pp. 263-264).

Los animales tienen alfa-amilasa circulante en sangre. Esta proviene principalmente del páncreas, hígado e intestino delgado. Posiblemente en un animal normal, la amilasa que se mide en sangre es principalmente de origen intestinal, ya que la insuficiencia pancreática o la extirpación del páncreas no reducen los valores sanguíneos.

La amilasa circulante se elimina del animal mediante filtración glomerular y reabsorción e inactivación en las células del epitelio tubular renal. Las células de Kupffer del hígado, pueden reabsorber e inactivar pequeñas cantidades de amilasa también.

La medición de amilasa se realiza mediante métodos espectrofotométricos usando diversas técnicas como: las amiloclásticas empleando como sustrato almidón, sacarogénicas empleando como sustrato derivados de maltotriósido o cromogénicas usando nitrofenol. Estas técnicas se pueden aplicar a sistemas de química seca o húmeda. También pueden utilizarse métodos turbidimétricos empleando anticuerpos. La utilización de métodos distintos pueden dar valores significativamente diferentes y los sacarogénicos no deben utilizarse en perros debido a que la maltosa del suero canino interfiere en la prueba. La actividad de la amilasa pueden verse reducida en muestras lipémicas. (Cerón, 2013, p.167).

La lipasa sérica suele tener su origen principalmente en el páncreas o estómago. La lipasa es eliminada e inactiva del plasma mediante filtración glomerular.

Existen diferentes métodos colorimétricos para la medición de la actividad de la lipasa sérica, unos usando 1,2-diglicérico y otros ácido 1,2-o-dilauril-rac-glicero-3-glutámico (DGGR) como sustrato. La sensibilidad y especificidad usando valores óptimos de punto de corte van a variar según el método. Así se ha visto en estudios previos que el 1,2-diglicérico presenta una sensibilidad de 60 % y especificidad del 73%, mientras que el DGGR tiene una sensibilidad del 93 % y especificidad del 53 %.

La hemólisis reduce la actividad de la lipasa. (Cerón, 2013, p.169).

2.6.6 Enzima músculo esquelético.

Creatinin Quinasa (CK/CPK). “La CK posee tres isoenzimas que se localizan principalmente en el músculo esquelético, en el miocardio y cerebro, por lo que alteraciones en estos órganos nos provocarán elevaciones de su actividad plasmática”. (Juste y Carretón, 2015, pp. 126-130).

La creatin cinasa (CK) está formada por dos subunidades denominadas M (músculo) y B (cerebro *-brain-*). La combinación de estas subunidades da lugar a tres isoenzimas diferentes que se encuentran en el sistema nervioso (BB o CK₁), en los músculos cardíacos (MB o CK₂) y en los músculos esqueléticos (MM o CK₃). La actividad de la CK es mucho menor en cualquier otra parte del cuerpo pero puede detectarse en el riñón, el tracto intestinal, el útero, la glándula tiroides y la vejiga urinaria. En la práctica, la actividad de la CK es mucho mayor en los músculos esqueléticos y es un marcador específico de lesión en ellos.

Aunque las isoenzimas pueden separarse mediante electroforesis, su medición no ha probado tener utilidad en medicina veterinaria y no se usa de forma rutinaria.

La CK es una enzima citosólica que se libera en el intersticio cuando el sarcolema (membrana celular del músculo) se vuelve permeable. Desde ahí pasa el sistema venoso a través del sistema linfático, causando una elevación de la actividad de la CK en la sangre. El tiempo de vida media de la CK en la sangre es de 2-4 horas. La concentración en plasma empieza a aumentar después de 4-6 horas de la lesión muscular. El pico se encuentra al cabo de 12 horas de la liberación de la enzima en la circulación y desciende hasta valores normales en 24-48 horas. Por consiguiente, una elevación puntual en la CK refleja un proceso reciente y elevaciones persistentes, e implica que se esa produciendo daño muscular.

La actividad de la CK puede estar influida por una gran variedad de circunstancias no patológicas. Además, es una prueba muy sensible y, en general, solo es clínicamente significativa si:

- Se observa un aumento de más de 5-10 veces en la actividad.
- La elevación es persistente, aunque se baja.
- Esta acompañada por signos clínicos compatibles. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, pp. 512-513).

2.6.7 Lípidos.

“Colesterol. Se deriva de la dieta y de la síntesis hepática, y sufre una recirculación enterohepática” (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 268).

“En casos de oclusión de conducto biliar mayor se puede desarrollar hipercolesterolemia –en gatos y perros- y también se puede ver en enfermedades que afectan al hígado de forma secundaria” (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 268).

“Triglicéridos. Son la forma más común de almacenamiento de los lípidos en el tejido adiposo y la mayor fuente de energía” (Juste y Carretón, 2015, p. 124)

(...) sus valores plasmáticos se elevan principalmente tras una comida rica en grasas, aunque también puede elevarse en ciertas patologías (hipotiroidismo, diabetes mellitus, hiperadrenocorticismos).

Se expresa como milimoles por litro (mmol/l) en el Sistema Internacional. También se puede expresar como mg/dl. (Juste y Carretón, 2015, p. 125)

Medición.

Los triglicéridos y el colesterol se pueden medir en plasma con heparina o EDTA o en suero. Normalmente se cuantifican con técnicas espectrofotométricas y se pueden determinar en analizadores tanto de química seca como de química húmeda. (Cerón, 2013, p.140).

Los intervalos de referencia en suero que se usan en nuestro laboratorio son para el colesterol: 120-300 mg/dl y 100-300 mg/dl en gato; y para triglicéridos: 30-200 mg/dl en perro y gato. (Cerón, 2013, p.140).

2.6.8 Proteínas plasmáticas.

Las proteínas totales en clínica se pueden medir empleando dos tipos de técnicas: refractometría y espectrofotometría.

- La refractometría se utiliza más frecuentemente debido a su rapidez, economía y facilidad de uso. Mediante esta técnica se estima el valor de proteínas en base al índice de refracción de los solutos presentes en la muestra. Cuando se usa el plasma con EDTA puede dar valores falsamente elevados.
- Para la medición espectrofotométrica el método más empleado es el de Biuret. La reacción se basa en la formación de un compuesto azulada o pH alcalino. La intensidad del color azul es proporcional a la concentración proteica de la muestra. Es un método más exacto que la refractometría debido a que el valor que proporciona la refractometría es una estimación y puede afectarse por la presencia de solutos no proteicos (ej. Glucosa, urea etc.) en alta concentración.

Los valores que se obtiene por ambas técnicas pueden no ser equivalentes, por lo que para su interpretación deberán emplearse los valores de referencia propios del método utilizado. (Cerón, 2013, p.92).

“El hígado es la fuente de la albúmina total y de la mayoría de globulinas (exceptuando las γ -globulinas); por tanto, las proteínas séricas totales y, especialmente, las concentraciones de albúmina pueden ser considerados marcadores crudos de la función hepática” (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 269).

La albúmina es una única proteína plasmática homogénea que contiene una pequeña cantidad de carbohidratos. La albúmina y otras proteínas pueden ser glucosiladas por interacciones no enzimáticas con la glucosa. La albúmina glucosilada y las proteínas totales glucosiladas (que pueden ser determinadas como fructosaminas) se encuentran incrementadas en humanos y en animales con una diabetes no tratada o mal controlada.

La concentración de albúmina varía entre las especies, pero suele estar entre 2,5 y 4,5 g/dL en plasma o suero. (...). La albúmina es la proteína plasmática más importante en el mantenimiento de la presión oncótica de la sangre porque la presión oncótica depende del número de moléculas presentes. Aunque la concentración de albúmina en plasma es similar a la concentración de globulinas totales, existen muchas más moléculas de albúmina en el plasma que moléculas de globulinas, porque las moléculas de albúmina son más pequeñas (peso molecular de aproximadamente 68 kd) que la mayoría de moléculas de globulinas. La albúmina es también una importante proteína de transporte en la sangre, uniendo varias sustancias orgánicas e inorgánicas no transportadas por proteínas específicas. (...).

Las concentraciones de albúmina plasmática (o sérica) pueden medirse de forma directa empleando pruebas de unión de tinciones (generalmente verde bromocresol en animales) o mediante cálculo tras la electroforesis proteica. (Meyer y Harvey, 2007, pp. 232-233).

“Se ha descrito que el tiempo de vida media de la albúmina en perros esta entre 1 y 3 semanas, por lo tanto, las reducciones significativas en la concentración de la albúmina se producen lentamente e indican la existencia de enfermedad crónica”. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 269).

“La albúmina se determina espectrofotométricamente empleando la técnica del verde de Bromocresol. Este método funciona bien en los rangos de valores normales o aumentados pero puede sobreestimar la concentración de albúmina en casos de hipoalbuminemia severa y cuando se emplea plasma heparinizado”. (Cerón, 2013, p. 92).

La desnutrición, las paracitaciones, el síndrome de mala absorción crónico, la enfermedad hepática crónica, la enteritis exudativa y la glomerulonefritis reducen los niveles de albúmina sérica.

Una hipoalbuminemia con niveles normales de globulinas séricas sugiere una disminución de producción de albúmina, un aumento de su pérdida o un secuestro. Si los niveles de albúmina y globulinas son ambos bajos, las causas pueden ser hemorragia, exudación o dilución.

A menudo un estado de deshidratación grave incrementa los valores de albúmina sérica. (Sodikoff, 1996, p. 4)

La concentración de globulinas totales se calcula en el plasma o suero restando la concentración de albúmina de las proteínas totales determinadas por el método de biuret. Consecuentemente, un error bien en las proteínas totales o en la albúmina puede resultar en una concentración errónea de globulinas. Las globulinas son un grupo muy heterogéneo de proteínas que pueden clasificarse como α , β o γ -globulinas mediante la electroforesis. (Meyer y Harvey, 2007, pp. 233-234).

“Las α globulinas y la mayoría de β globulinas se sintetizan en el hígado, mientras que las inmunoglobulinas se producen después de una estimulación antigénica de las células plasmáticas y de los linfocitos B, en los tejidos linfoides” (Villiers y Blackwood, (eds.), 2013, p. 139).

“Las *globulinas* totales pueden estimarse de forma sencilla restando los niveles de albúmina del valor de proteínas totales” (Cerón, 2013, p.92).

2.6.9 Ácido úrico.

Es un metabolito de excreción hepático de la degradación de purinas, y su aumento sérico se puede utilizar como marcador de disfunción hepática (Reyers *et al.*, 2001). Sin embargo, el ácido úrico también se acumula en perros con anomalías hereditarias en el metabolismo de las purinas. Los dálmatas son un ejemplo. (Villiers y Blackwood (eds.), 2012, p. 276).

El ácido úrico se deriva del catabolismo de las bases purínicas y circula como urato ionizado. En humanos y primates no humanos, su nivel en la circulación está regulado por los riñones, pero en la mayoría de los otros mamíferos, es eliminado por el hígado. Los hepatocitos oxidan el ácido úrico para formar la alantoína hidrosoluble, que se excreta vía renal. Una reducción en su metabolismo junto con una reducción del metabolismo del amonio provocada por derivaciones portosistémicas puede resultar en la formación de cristalluria de urato amónico con o sin urolitiasis por una alteración metabólica única en el hígado que provoca una oxidación incompleta del ácido úrico. (Meyer y Harvey, 2007, p. 267).

3. RESUMEN DEL ESTADO DEL ARTE DEL ESTUDIO DEL PROBLEMA.

Los valores de referencia (límites e intervalos de referencia, promedios, valores “normales”) son necesarios para juzgar si el resultado de una prueba es normal o anormal. Un resultado de laboratorio carece de significado si se desconoce cuáles son los valores que tendrían los animales normales en dicha situación. Uno emplea el promedio o el rango de valores de referencia en diferentes situaciones. Los límites de referencia deberían tener intervalos de confianza cercanos a los valores superiores e inferiores, pero esto no suele ocurrir en los laboratorios veterinarios.

Las fuentes de valores de referencia son a menudo subóptimas. El costo es elevado si se considera el número de especies involucradas, la variedad de razas, el efecto de la edad, sexo y otros factores y el número óptimo (más de 120) animales “normales” necesario en cada categoría para establecer valores de referencia. Las fuentes de muestras para valores de referencia disponibles en la actualidad pueden no resultar satisfactorias. (Willard y Tvedten, 2004, pp. 3-4).

Para interpretar de forma adecuada los resultados de las pruebas de laboratorio, se necesitan patrones de comparación. Estos patrones corresponden a los valores que se esperan encontrar en individuos sanos, permitiendo así detectar condiciones patológicas. Aunque estos patrones se llamaron durante una época valores normales, esta terminología ya no se usa por la dificultad de definir científicamente la condición de “normal” para una prueba, además de existir un porcentaje de individuos enfermos que pueden tener valores normales y otro de sanos con valores normales.

Actualmente, con el propósito de tener mayor precisión se emplean los términos “*intervalo de referencia, IR*” y “*límite de referencia, LR*” en la mayoría de textos de laboratorio. El IR corresponde a los valores establecidos para una prueba dentro de los cuales se encuentran los resultados de la mayoría (95%) de los individuos de una población de

referencia al ser determinada mediante una metodología definida. El LR corresponde a los valores menor y mayor del IR. (Cerón, 2013, p.26).

Los animales sanos pueden tener incrementos transitorios o reducciones en los resultados de pruebas fuera del rango normal debido a cambios en el ambiente, estado emocional, dieta u otros factores; y un pequeño porcentaje de animales sanos simplemente tienen valores superiores a los de la población general de animales normales. Los animales aparentemente sanos pueden también tener enfermedades ocultas que provoquen uno o más resultados anormales en las pruebas de laboratorio; y los errores en la toma de muestra, manejo y procedimientos de laboratorio pueden resultar en resultados falsamente elevados o reducidos en animales sanos. Consecuentemente, no es apropiado simplemente emplear el rango de valores real de todos los animales aparentemente sanos evaluados. Para desarrollar intervalos de referencia útiles, uno debe decidir que animales van a ser evaluados, cuantos deben evaluarse y que método(s) va a emplearse para eliminar lo que se escapan por encima y por debajo, que de otro modo tenderían a reducir el valor del intervalo como referencia. (Meyer y Harvey, 2007, p. 3)

4. MATERIALES Y MÉTODOS.

4.1 Materiales.

Tabla 2. Materiales de oficina

DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD
Hojas de papel bond	Resma	1
Esferos	Unidad	2
Libreta de notas	Unidad	1
Marcadores	Unidad	2
Laptop	Unidad	1
Cámara digital	Unidad	1
Tinta de impresión	Unidad	1
Carpetas	Unidad	2
Engramadora	Unidad	1
Caja de grapas	Unidad	1
Rollo de papel térmico	Unidad	2

Tabla 3. Materiales para tomar muestras sanguíneas

DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD
Alcohol	Litro	1
Agua oxigenada	Litro	1
Algodón	Funda	1
Torniquete	Unidad	1
Agujas hipodérmicas 20 Gx1	Caja	2
Tubos tapa roja	Caja (50 unidades)	3
Tubos minicollet tapa lila	Caja (100 unidades)	2
Jeringuillas 5ml	Caja	1

Tabla 4. Materiales biológicos

DESCRIPCIÓN	CANTIDAD
Caninos hembras	100

Tabla 5. Recursos humanos

NOMBRE	DESCRIPCIÓN
Dr. Juan Masache Masache	Tutor de la investigación
Gabriela Tepán Mora	Investigador responsable

Tabla 6. Materiales químicos

DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD
Reactivo Glucosa LABTEST	Unidad	1
Reactivo Colesterol LABTEST	Unidad	1
Reactivo Triglicéridos LABTEST	Unidad	1
Reactivo Ácido úrico LABTEST	Unidad	1
Reactivo Urea LABTEST	Unidad	1
Reactivo Creatinina LABTEST	Unidad	1
Reactivo TGO LABTEST	Unidad	1
Reactivo TGP LABTEST	Unidad	1
Reactivo GAMA GT LABTEST	Unidad	2
Reactivo Fosfatasa Alcalina LABTEST	Unidad	1
Reactivo Proteínas Totales LABTEST	Unidad	1
Reactivo Albúmina LABTEST	Unidad	1
Reactivo CK NAC LABTEST	Unidad	2
Reactivo Amilasa WIENER 40 TEST	Unidad	1
Reactivo Bilirrubina Control	Unidad	1
Reactivo Bilirrubina Total LABTEST	Unidad	1
Reactivo Bilirrubina Directa LABEST	Unidad	1
Control para todas las pruebas	Unidad	1
Reactivo Lipasa	Unidad	2
Lysante Ryto	Pomo	1
Agua destilada	Pomo	1
Alcohol		

Tabla 7. Materiales de laboratorio clínico

DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD
Centrifugadora	Unidad	1
Baño termostático	Unidad	1
Cronómetros	Unidad	3
Guantes de nitrilo	Caja	2
Mascarilla	Caja	2
Gorros	Caja	2
Mandil	Unidad	1
Puntas amarillas graduadas	Funda	1
Puntas azules graduadas	Funda	1
Puntas blancas	Funda	1
Tubos eppendorf 1.5 ml	Funda (250 unidades)	1
Tubos de ensayo 5 ml	Caja (125 unidades)	1
Tubos de ensayo 10 ml	Caja (125 unidades)	1
Pipetas automáticas	Unidad	8
Pipetas manuales	Unidad	5
Probeta	Unidad	2
Gradillas	Unidad	3
Refrigeradora	Unidad	1

4.2 Método.

La metodología aplicada a este presente trabajo investigativo fue investigación experimental, el cual permitió analizar hechos y situaciones en condiciones específicas, y fue inductivo porque tomó trabajos ya realizados sobre el tema de investigación para aprobar o rechazar las hipótesis planteadas, ya que de esta manera se obtuvo resultados y conclusiones verídicas. El proceso experimental contó con 100 muestras de sangre de caninos hembras.

4.2.1 Proceso.

- Planteamiento del problema
- Formulación de la hipótesis

- Comprobación de la hipótesis
- Presentación de resultados.

4.2.2 Técnica.

- Técnica de registros experimentales.
- Técnicas de laboratorio
- Toma de muestras de sangre en la Clínica Veterinaria Polivet, Clínica Veterinaria Galarza, Clínica Veterinaria Patas y Clínica Veterinaria Guaf.
- Análisis estadístico

4.2.3 Identificación de la muestra en estudio.

4.2.3.1 Selección de animales.

Los 100 animales fueron seleccionados con apoyo de una exploración física completa para comprobar si su estado de salud en general era el ideal y haber cumplido con el ayuno de 12 horas antes de la toma de muestra. Teniendo en cuenta estos requisitos se incluyó al animal dentro de la investigación.

4.2.3.2 Inmovilización del animal.

Se colocó al animal en decúbito ventral, en una mesa de consulta externa, se tomó las constantes fisiológicas y datos importantes sobre el animal; con la mano izquierda el auxiliar sujetó la cabeza del perro hacia él, y con la mano derecha estiró el miembro anterior derecho del mismo, en esta posición se colocó el torniquete para ocluir la vena cefálica y se practicó antisepsia en esta zona.

4.2.4 Recolección y rotulación de la muestra de sangre.

De la vena cefálica se tomó 6 ml de sangre; para el hemograma se recolectó 1 ml en un minicollet con EDTA (con movimientos suaves del tubo se homogenizó la muestra) y para el análisis químico, se recolectó 5 ml de sangre en un tubo tapa roja sin anticoagulante. En la

rotulación, se enumeró y se colocó el nombre del paciente según el orden de llegada de cada paciente.

4.2.5 Elaboración del hemograma.

Este proceso se realizó en el laboratorio médico de la clínica veterinaria “Polivet” de la Universidad Politécnica Salesiana. En donde se utilizó un autoanalizador hematológico Rayto RT-7600 (for vet) el cual emplea como método de lectura la impedancia, se basa en el principio de Coulter, que consiste en hacer pasar las células previamente diluidas en una suspensión de electrolitos a través de una apertura en la cual fluye una corriente eléctrica, de manera que cada partícula que pasa por la apertura produce un cambio en la corriente o impulso eléctrico. Así el número de impulsos se corresponde con el número de partículas (recuento celular), mientras que la magnitud del mismo es proporcional al volumen de la partícula (tamaño celular). La distribución de los componentes sanguíneos queda reflejada mediante un histograma. (Juste y Carretón, 2015, pp. 32-33). Los parámetros que arroja este equipo son: recuento total de glóbulos blancos WBC ($10^9/L$), recuento de linfocitos LYM ($10^9/L$), recuento de monocitos MID ($10^9/L$), recuento de granulocitos en general GRA ($10^9/L$), recuento total de hematíes RBC ($10^{12}/L$), concentración de hemoglobina HGB (g/dL), índices hematimétricos: concentración de hemoglobina cospuscular media MCHC (g/L), hemoglobina cospuscular media MCH (pg) y volumen cospuscular medio MCV(fL), hematocrito HCT (%), recuento total de plaquetas PLT ($10^9/L$), entre otros.

4.2.6 Elaboración de la química sanguínea.

Después de mantener a las muestras en reposo durante 15-20 minutos, se centrifugaron durante 5 minutos a 3400 revoluciones por minuto, el suero se trasvasó a un pequeño vial de plástico (tubo eppendorf) para su análisis inmediato en el equipo de bioquímica húmeda MRC SACA-11904CV, el cual utiliza la técnica espectrofotométrica, “esta se emplea principalmente para la determinación de metabolitos y enzimas, basándose en

el cambio de color cuando se produce una transformación de tipo químico o enzimático” (Juste y Carretón, 2015, p.114). “Estas técnicas se basan en la ley de Lambert-Beer, según la cual existe una proporcionalidad directa entre la absorbancia de la solución y su concentración” (Juste y Carretón, 2015, p.114).

Algunos parámetros bioquímicos se valoraron mediante el método de punto final o de equilibrio (Tabla 10.), el cuál necesita incubar la disolución reaccionante con la muestra durante un tiempo fijo para que complete a totalidad la reacción, es decir que la sustancia valorada se consuma completamente, porque si se quedara una parte de la sustancia sin consumir, se estaría midiendo menos cantidad de la que en realidad existe. Otros analitos medidos fueron realizados con los métodos cinéticos (Tabla 11.); estos miden la velocidad de la reacción sobre las que ejerce efecto la concentración de analito.

Tabla 8. Analitos valorados por el método de Punto Final

Analito	Unidad	Temperatura	Longitud de onda nm	Volumen de muestra (μl)	Volumen de reactivo (μl)
Glucosa	mg/dl	37°C-10min - baño termostático	520-590	10	1000
Triglicéridos	mg/dl	37°C-10min - baño termostático	520-591	10	1000
Colesterol	mg/dl	37°C-10min - baño termostático	520-592	10	1000
Proteínas totales	g/dl	37°C-10min - baño termostático	530 - 550	20	1000
Urea	mg/dl	37°C- con Ureasa Tamponada: 1000 μL - 5min - baño termostático	580 - 620	10	Oxidante de uso: 1000 - 5 min- 37°C Lectura
Ácido úrico	mg/dl	37°C- 5 min - baño termostático	490 - 540	20	1000
Amilasa	U/dl	37°C - 2 min con R1: 500 μL- baño termostático	620 - 700	10 μL- 37°C - 7,30 min - baño termostático	R2: 500 + 4 ml H2O - 5 min

Bilirrubina total	mg/dl	25°C- 5 min- ambiente	500 - 540	50	R1: 1000 + Diazo Reactivo: 100
Bilirrubina directa	mg/dl	25°C- 5 min- ambiente	501 - 540	50	H2O :1000 + Diazo Reactivo: 100
Albúmina	g/dl	25°C - 2-10min – ambiente	600 - 640	10	1000

Tabla 9. Analitos valorados por Métodos Cinéticos

Analito	Unidad	Temperatura	Longitud de onda nm	Volumen de muestra (μl)	Volumen de reactivo (μl)	Delay time (s)	Finish time (s)
Fosfatasa alcalina	U/L	37°C - espectrofotómetro	405	20	1000	60	120
GGT	U/L	37°C - espectrofotómetro	405	50	1000	60	120
AST	U/L	37°C - espectrofotómetro	340	100	1000	60	120
ALT	U/L	37°C - espectrofotómetro	340	100	1000	60	120
Lipasa	U/L	37 °C con RA: 1000 μL - 5 min - baño termostático	578	10	RB: 600 Lectura	60	90
Creatinina k	mg/dL	25°C - ambiente	490 - 520	100	1000	60	90
CK - NAC	U/L	25°C - espectrofotómetro	340	40	1000	60	120

Para obtener el valor de la bilirrubina indirecta se restó la concentración de la bilirrubina directa de la concentración de la bilirrubina total y para el valor de la globulina se restó la concentración de la albúmina de la concentración de las proteínas totales.

4.2.6.1 Calibración y control de los equipos.

Para la calibración del equipo bioquímico contamos con los reactivos necesarios los cuales fueron específicos para cada analito procesado de manera mensual. La actualización del software del autoanalizador hematológico se facilitó de forma gratuita por el proveedor.

4.3 Diseño estadístico.

Para lograr el análisis estadístico se utilizó el programa Minitab (versión 17) y el programa Microsoft Excel 2010.

Para determinar los valores atípicos se realizó el análisis de los outliers con la ayuda del diagrama de caja y bigotes, que es un gráfico que suministra información sobre valores como mínimo, máximo, los cuartiles Q1, Q2 o mediana, Q3, sobre la existencia de valores atípicos y la simetría de la distribución. Conociendo los outliers de cada variable se eliminaron.

Una vez realizado esto, los parámetros de hemograma y bioquímicos resultaron con un tamaño muestral distinto al del comienzo.

Para la determinación de los valores de referencia se comprobó si los valores se distribuían según el modelo gaussiano mediante la prueba de Kolmogorov-Smirnov en donde se planteó una hipótesis nula “los valores siguen una distribución normal”, y una alternativa “los valores no siguen una distribución normal”, encontrando el valor p y si este fue menor o igual a 0.05 se rechazó la hipótesis nula, de esta forma se conocieron los valores que no presentaban una distribución normal o simétrica.

En el caso de los datos que presentaron una distribución normal se realizó el análisis a través de métodos estadísticos paramétricos que se calculó empleando la media \pm 2 desviaciones estándar. Este intervalo se aproxima al 95 % de intervalo de confianza.

Con los datos que no demostraron una distribución normal se utilizaron métodos estadísticos no paramétricos con un nivel de significación del 95% en el cual el valor percentil 97.5 es el límite de referencia superior y el valor percentil 2.5 es el límite de referencia inferior.

4.4 Población y muestra

La población de estudio estuvo constituida por 100 caninos hembras aparentemente sanas, de diversas razas, tamaño y peso; situadas a una altura de 2550 msnm perteneciente a la ciudad de Cuenca.

Para la investigación fue necesaria la utilización del 100% de la población con 100 muestras de sangre de los pacientes que concurrían a la clínica veterinaria Polivet, clínica veterinaria Galarza, clínica veterinaria Patas y clínica veterinaria Guaf.

4.5 Consideraciones éticas.

Antes del desarrollo del presente trabajo experimental, se puso énfasis en algunos principios éticos tales como:

- Brindar los cuidados adecuados los animales según su etología
- Evitar el dolor innecesario, sufrimiento, estrés o lesiones prolongadas
- Evitar la duplicación o repetición innecesaria de experimentos
- Reducir al mínimo indispensable el número de animales para garantizar la validez del estudio a realizar.

El ejercicio permanente alrededor de los procedimientos, el análisis holístico de las condiciones de uso y cuidado de los animales promueven una constante reflexión de investigadores y comunidad en general sobre formas de interrelacionarse con otros seres

vivos atendiendo a sus condiciones de bienestar, a su etología, a la calidad de la investigación, la inversión social y económica en investigación biomédica e inclusive a la relación costo beneficio. La constante capacitación de los investigadores y el personal auxiliar y técnico, la aplicación de normas y principios de calidad, la verificación de la calidad y la validez de los resultados de la investigación que cuida y usa modelos animales experimentales, constituyen un ambiente de profundo respeto y reflexión constante sobre los seres vivos que entregan su vida por una causa y que son reconocidos como sensibles y vulnerables por lo que necesitan protección y cuidado. Finalmente el ejercicio constante del equipo de trabajo investigativo de pensar en las mejores condiciones de trabajo con el animal, les obliga a aplicar principios no solo de respeto sino de justicia y sensibilidad con los seres vivos. (Cardozo, 2008)

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

Tabla 10. Resultados de parámetros hematológicos de caninos hembras sometidas al estudio.

Variables	N	LI	LS	Unidad	Media	Mediana	Rango	S	Valor p Kolmogorov-Smirnov
WBC	98	5,09	18,73	$\times 10^9/l$	11,91	11,65	13,80	3,41	0,150
LYM#	84	0,30	4,20	$\times 10^9/l$	1,64	1,25	4,40	1,12	0,010
MID#	100	0,50	2,50	$\times 10^9/l$	1,16	1,05	2,20	0,57	0,010
GRA#	97	3,00	13,36	$\times 10^9/l$	8,18	7,80	11,60	2,59	0,150
LYM%	94	2,70	48,60	%	17,00	13,15	49,00	12,23	0,010
MID%	100	2,65	15,61	%	9,13	9,00	15,91	3,24	0,116
GRA%	99	30,60	92,20	%	71,91	76,60	62,50	16,89	0,010
RBC	100	5,14	9,12	$\times 10^{12}/l$	7,43	7,54	4,20	0,96	0,010
HGB	100	11,90	20,50	g/dl	17,54	17,40	42,80	4,20	0,010
HCT	90	44,05	65,05	%	54,55	54,60	28,80	5,25	0,150
MCV	100	65,96	76,60	Fl	71,28	71,55	12,30	2,66	0,117
MCH	100	20,94	25,26	Pg	23,10	23,05	5,20	1,08	0,150
MCHC	100	308,00	348,80	g/l	323,20	323,70	141,70	14,45	0,010
PLT	93	171,30	591,70	$\times 10^9/l$	381,50	364,00	479,00	105,10	0,150

Los valores estadísticos y los resultados de los análisis conseguidos durante el presente estudio se encuentran en la Tabla 12., para los parámetros hematológicos y en la tabla 13 para los de química sanguínea.

Los valores referenciales que se obtuvieron en algunos parámetros hematológicos se ubican dentro de los rangos que asumen las investigaciones (Bossa, Valencia, Carbajal y Rios, 2012), (Merizalde, 2011), (Pedroso Quintana, Barzán y Florentín, 2010) (Ariybi, Oyeyemi y Ajadi, 2002) y la literatura (Willard y Tvedten, 2004), (Meyer y Harvey, 2007), (Cunningham y Klein, 2014), (Cerón, 2013), (Day y Littlewood, 2012); después de tener en cuenta que estas investigaciones fueron realizadas en diferentes situaciones ambientales, con poblaciones aceptables, se pudo relacionar y comparar con los resultados de la presente investigación de una forma confiable, clara y concisa de acuerdo a las condiciones geográficas de Cuenca en la que en la actualidad no existen valores referenciales propios a este medio.

Los valores de la serie roja como el recuento de glóbulos rojos ($5.14-9.12 \times 10^{12}/l$), hematocrito (44.05-65.05 %), hemoglobina (11.90-20.50 g/dl) y plaquetas ($171.30-591.70 \times 10^9/l$) fueron mayores a los reportados por la bibliografía e investigaciones. Meyer et al., 2007 dan un rango de $5.4-7.8 \times 10^{12}/l$ para el recuento de glóbulos rojos; en cuanto al hematocrito, Cerón, 2013 indica niveles de 37.00-55.00 %, Cunningham et al., 2014 de 35-57 %, Meyer et al., 2007 de 37-54 % a su vez Pedroso et al., 2012 enuncian valores de 28.20-48.20 % y Merizalde, 2011 de 45.99-58.15 %; con respecto a la concentración de hemoglobina Meyer et al., 2007 tienen valores que varían entre 13.00 a 19 g/dl, Cerón, 2013 entre 12 a 18 g/dl de igual forma Pedroso et al., 2010 manifiestan valores desde 9.20 a 15.60 g/dl, Merizalde, 2011 desde 15.61 a 19.91 g/dl y Ariybi et al., 2002 desde 11.6 a 14.34 g/dl; el valor referencial del recuento de plaquetas son diferentes en cuanto al límite superior en

comparación a lo que teoriza Day y Littlewood, 2012 con valores de 150-400 x10⁹/l y Muñoz, Morgaz y Galán, 2015 de 200-500 x10⁹/l.

Jain (como se citó en Donoso, 2013) indica que el incremento en la presión sanguínea y la liberación de epinefrina durante el ejercicio y la excitación pueden ser causa de significativos incrementos en el número de eritrocitos y leucocitos.

Los animales a gran altura tienen mayor número de glóbulos rojos, concentración de hemoglobina y hematocrito que aquellos situados a nivel del mar. Jain (como se citó en Donoso, 2013).

Juste y Carretón, 2015 indica que la concentración de hemoglobina puede variar fisiológicamente por las mismas razones que varía en número de eritrocitos. La altitud sobre el nivel del mar produce cierto grado de hipoxia que, dependiendo de la duración y la continuidad, puede elevar la concentración de hemoglobina.

La compensación de la hipoxia a largo plazo origina:

a) incremento en la producción de eritrocitos (hematocrito elevado) inducido por la eritropoyetina,

b) descenso en la afinidad de la hemoglobina por el oxígeno al aumentar la concentración de 2,3-difosfoglicerato (2,3-dpg) y

c) un aumento en el área de intercambio pulmonar disponible para la difusión (Cunningham et al., 2014).

La eritrocitosis se define como el incremento de la masa de eritrocitos por encima de los valores de referencia del laboratorio, generalmente se mide mediante el Hto y el RGRs junto con la concentración de Hgb aumenta proporcionalmente. (...)

La policitemia persistente en los animales que no se encuentran deshidratados debe ser estudiada en busca de causas como hipoxia sistémica, que provocaría un incremento de la

producción de eritropoyetina renal (policitemia absoluta secundaria apropiada). (Lorenz, Neer y DeMars, 2012).

La aclaración para este acontecimiento en donde los parámetros de RGRs, hematocrito y hemoglobina están altos, radica en que los animales que fueron estudiados están a una altura de 2550 msnm y que en el momento de la toma de muestra los caninos como respuesta ante lo desconocido demuestran estar estresados y ansiosos.

Los datos promedio para volumen corpuscular medio (71.28 fl) y hemoglobina corpuscular media (21.10 pg) se ubican dentro de los promedios de la literatura. Para el volumen corpuscular medio, Day et al., 2012 indican un valor de 70 fl y Willard et al., 2004 de 70.1 fl como los valores más bajos y Bossa et al., 2012 de 72.15 fl como el valor más alto; Cerón, 2013 designa un valor de 22.5 pg siendo el valor más bajo y el valor más alto fue el de Day et al., 2012 y Cunningham et al., 2014 con 23.50 pg.

Los valores de referencia de concentración de hemoglobina corpuscular media (309.26-336.62 g/l) están dentro del rango de referencia que indican Clarence y Fraser, 1993 que es de 300-370 g/l.

Los valores de referencia del recuento de leucocitos ($5.09-18.73 \times 10^9/l$), recuento de linfocitos ($0.30-4.20 \times 10^9/l$) y recuento de monocitos ($0.50-2.50 \times 10^9/l$) obtenidos en este estudio se asemejan a los reportados por la literatura, por ejemplo, Meyer et al., 2007, y Muñoz et al., 2015 indican valores de recuento de leucocitos de $6-17 \times 10^9/l$; Meyer y Harvey, 2007 reportan valores de recuento de linfocitos de $1-4.80 \times 10^9/l$ y Day et al., 2012 de $0.80-3.80 \times 10^9/l$; los valores de referencia de recuento de monocitos que reportan Meyer et al., 2007 son de $0.15-1.35 \times 10^9/l$ y Day et al., 2012 son de $0.10-1.80 \times 10^9/l$.

Los datos referenciales de linfocitos relativo (2.70-48.60 %) y monocitos relativo (2.65-15.61 %) fueron mayores a los enunciados por la literatura e investigaciones. Willard et al., 2004 aluden valores para los linfocitos relativo de 2.8-36 %, Muñoz et al., 2015 de 12-30

% por otro lado, Bossa et al., 2012 revelan valores de 3.40-47.90 % y Pedroso et al., 2010 de 11-29 %; con respecto a los datos de monocitos relativo Muñoz et al., 2015 tienen valores que van desde 3 a 10 % en cambio Willard et al., 2004 desde 2 a 11 %.

“La liberación de epinefrina debida a excitación, miedo o ejercicio conduce a un incremento del flujo sanguíneo y a la liberación de un grupo de leucocitos marginales. Esta respuesta es transitoria (horas) provoca una neutrofilia madura y linfocitosis” (Lorenz et al., 2012).

“La linfocitosis fisiológica o inducida por catecolaminas (epinefrina) puede ser como respuesta a miedo, excitación, dolor, ejercicio y ansiedad” (López y Mesa, 2012).

“Monocitosis, puede suceder en cualquier inflamación e incluso puede ser parte de la respuesta al estrés/ esteroides (generalmente en el perro)” (Lorenz et al., 2012).

Entonces la explicación ante los resultados mayores de linfocitos y monocitos sería, que los animales al instante de la extracción del espécimen estuvieron manifestando sus emociones naturales ante lo inexplorado como son el miedo, el estrés y la excitación.

Sobre los límites referenciales de granulocitos relativo (30.60-92.20 %) se encuentran dentro de los rangos expuestos por la bibliografía, por ejemplo Bossa et al., 2012 expresa valores desde 49.10 a 92.50% y Muñoz et al., 2015 de 68 hasta 91 %.

Tabla 11. Resultados de parámetros bioquímicos sanguíneos de caninos hembras sometidas al estudio.

VARIABLES	n	LI	LS	Unidad	Media	Mediana	Rango	S	Valor p K-S
FA	96	18,45	106,43	UI/l	55,73	51,09	98,34	21,37	0,010
GGT	99	0,97	9,77	UI/l	5,37	5,51	9,42	2,20	0,086
AST	94	15,82	49,90	UI/l	32,86	31,24	36,79	8,52	0,105
ALT	100	11,42	63,42	UI/l	37,42	34,67	64,01	13,00	0,038
Glucosa	94	49,32	128,68	mg/dl	89,00	91,37	94,52	19,84	0,084
Colesterol	100	91,91	291,33	mg/dl	192,20	194,07	228,90	50,39	0,050
Triglicéridos	88	23,32	104,80	mg/dl	64,06	62,88	97,07	20,37	0,150
Urea	89	17,17	59,29	mg/dl	38,23	38,49	36,42	10,53	0,101
Á. Úrico	100	0,12	1,14	mg/dl	0,48	0,39	1,25	0,30	0,010
Amilasa	100	124,10	895,70	UI/l	509,90	537,70	734,80	192,90	0,100
Lipasa	100	12,85	329,99	UI/l	70,50	42,60	854,20	108,70	0,010
Creatinina	94	0,27	1,81	mg/dl	0,93	0,90	1,55	0,35	0,022
Ck-nac	100	34,84	394,06	UI/l	140,04	113,36	454,78	94,85	0,010
B. Total	100	0,00	0,14	mg/dl	0,04	0,03	0,30	0,04	0,010
B. Directa	100	0,00	0,02	mg/dl	0,01	0,00	0,04	0,01	0,010
B. Indirecta	100	0,00	0,14	mg/dl	0,03	0,02	0,28	0,04	0,010
Proteínas t.	100	4,68	9,00	g/dl	6,84	6,67	6,33	1,08	0,150
Albúmina	100	1,87	4,03	g/dl	2,78	2,78	2,55	0,54	0,037
Globulina	100	1,98	6,18	g/dl	4,08	4,06	6,54	1,05	0,150

Los valores de referencia sobre perfil hepático como la fosfatasa alcalina (18.45-106.43 UI/L), GGT gama glutamil transpeptidasa (0.97-9.77 UI/L), ALT alanina aminotransferasa (11.42-63.12 UI/L) y AST aspartato aminotransferasa (15.82-49.90 UI/L) de esta investigación estuvieron dentro de los rangos reportados por la literatura. Thompson, 2008 indica una variación para fosfatasa alcalina de 5-131 UI/L y Sadikoff, 1996 de <200 UI/L; para la GGT un límite de referencia de 1-12 UI/L mencionada por Thompson, 2008 y Willard et al., 2004 en cambio Sadikoff, 1996 reporta un valor de <10 UI/L; Thompson, 2008, Willard et al., 2004 y Sadikoff, 1996 aluden rangos para la ALT de 12-118 UI/L, 10-94 UI/L y <100 UI/L respectivamente; para la AST, Willard et al., 2004 sugieren valores que van desde 10 a 62 UI/L y Sadikoff, 1996 de <90 UI/L.

Los datos referenciales sobre la condición de lípidos como el colesterol (91.91-291.33 mg/dl) y triglicéridos (23.32-104.8 mg/dl), constaron dentro de los rangos reportados por la literatura. En cuanto al colesterol, Muñoz et al., 2015 reporta datos de 100-300 mg/dl, Thompson, 2008 de 70-138 mg/dl y Willard de 116-317 mg/dl; los valores de referencia de los triglicéridos aludidos por Meyer et al., 2007, Sadikoff, 1996 y Willard et al., 2004 son de 20-112 mg/dl, <150 mg/dl y 10-500 mg/dl respectivamente.

Con respecto a los valores referenciales de bilirrubina total (0-0.4 mg/dl) y bilirrubina directa (0-0.02 mg/dl) se posicionaron dentro de los niveles sugeridos por la bibliografía. Thompson, 2008 indica valores de 0.1-0.3 mg/dl, Sadikoff, 1996 sugiere <0.6 mg/dl y para la bilirrubina directa Sadikoff, 1996 reporta un valor de <0.14 mg/dl.

Referente a los valores referenciales del perfil enzimático del páncreas y tracto gastrointestinal como amilasa (124.10-895.70 UI/L) y lipasa (12.85-329.99 UI/L) constaron dentro de los parámetros mencionados por la literatura. Valores de amilasa que Thompson, 2008 menciona va desde 290 a 1125 UI/L, Willard et al., 2004 va desde 371 a 1503 y Meyer et al., 2007 va desde 510 a 1864 UI/L, en relación a la lipasa Meyer et al., 2007, Thompson,

2008 y Willard et al., 2004 dan valores de 13 a 200 UI/L, 77 a 695 UI/L y 90 a 527 UI/L respectivamente. Los valores inferiores son menores a los citados por estos autores y en los libros de referencia bibliográfica dicen que esta situación no tiene importancia para dar diagnóstico.

Los límites de referencia para enzima músculo esquelética CK-NAC (34.84-394.06 UI/L) y ácido úrico (0.12-1.14 mg/dl) se colocaron dentro de los valores aludidos por la literatura. Thompson, 2008 da valores para CK NAC que van desde 59 a 895 UI/L en cambio Willard et al., 2004 van desde 51 a 592 UI/L. Para el ácido úrico Willard et al., 2004 indican valores de 0-1 mg/dl.

Los valores de glucosa (49.32-128.68 mg/dl) y de urea (17.17-59.29 mg/dl) no se encontraron dentro de los rangos reportados por la literatura. Para la glucosa Willard et al., 2004 y Sadikoff, 1996 siguen datos de 53-117 mg/dl y 60-120 mg/dl respectivamente. Muñoz et al., 2015 da valores para la urea que van desde 10 a 40 mg/dl.

Existen condiciones fisiológicas es las que se estimula la hiperglucemia, de tal manera que se puede observar en las muestras tomadas postprandialmente, o en momentos de excitación o miedo (liberación de catecolaminas), y en situaciones de estrés (estimulación glucocorticoidea). (...)

(...). Los animales que muestran un incremento de las concentraciones séricas de glucosa asociadas con estrés, miedo, excitación o dolor pueden mostrar leucocitosis caracterizada por una neutrofilia madura. (Lorenz et al., 2012)

Con la liberación de catecolaminas y estimulación glucocorticoidea (estrés, excitación) fueron las causas en que los animales estudiados presentaron hiperglucemia leve y la hipoglucemia ligera se amerita al ayuno al que estuvieron sometidos los pacientes.

“Generalmente, elevaciones de urea son consecuencia de fallo renal, aunque existen otros factores que pueden elevar la presencia de urea sérica, como el aumento del catabolismo proteico (dieta alta en proteínas, ayuno prolongado, etc.)” (Juste et al., 20015)

El valor excedido de la urea se debe a que más del 55 % de los caninos experimentados estuvieron sujetos a una dieta mixta (Tabla. 23.), en donde no hay un control apropiado del equilibrio de nutrientes que requiere un animal (dieta rica en proteínas).

Los valores promedio de proteínas totales (6.84 g/dl), albúmina (2.78 g/dl), globulina (4 mg/dl) y creatinina (0.93 mg/dl) dados por este estudio se localizan dentro de los promedios enunciados por la bibliografía. Cerón, 2013 reportó un promedio de 6.55 g/dl y Sadikoff, 1996, de 6.62 g/dl de proteínas totales, siendo los valores más similares a los encontrados durante la vigente investigación; con respecto a la albúmina, Cerón, 2013 y Meyer, et al., 2007 indican un promedio de 3.05 g/dl mientras que Sadikoff, 1996 de 3 g/dl y la media que manifiesta Muñoz et al., 2015 para globulina es de 3.5 g/dl; el promedio que manifestó Meyer et al., 2007 para creatinina es de 0.95 g/dl y de Thompson, 2008 es 1.05 g/dl.

Los valores referenciales encontrados en el estudio contrastan con los valores del laboratorio ya que estos fueron marcados con referencias internacionales, las diferencias más notables se encuentran en la serie roja. (Tabla 12.)

Tabla 12. Comparación de los valores referenciales obtenidos en el estudio y los valores del laboratorio.

PARÁMETRO	VRE		VRL		UNIDADES
	LI	LS	LI	LS	
Hemograma					
WBC	5,09	18,73	6,00	17,00	$\times 10^9/l$
LYM#	0,30	4,20	1,00	4,80	$\times 10^9/l$
MID#	0,50	2,50	0,00	1,80	$\times 10^9/l$
GRA#	3,00	13,36	4,00	12,60	$\times 10^9/l$
LYM%	2,70	48,60	12,00	30,00	%
MID%	2,65	15,61	2,00	9,00	%
GRA%	30,60	92,20	60,00	83,00	%
RBC	5,14	9,12	5,50	8,50	$\times 10^{12}/l$
HGB	11,90	20,50	11,00	18,00	g/dl
HCT	44,05	65,05	39,00	56,00	%
MCV	65,96	76,60	62,00	72,00	Fl
MCH	20,94	25,26	20,00	25,00	Pg
MCHC	308,00	348,80	300,00	370,00	g/l
PLT	171,30	591,70	200,00	500,00	$\times 10^9/l$
Química sanguínea					
FA	18,45	106,43	10,60	100,00	UI/l
GGT	0,97	9,77	1,20	6,40	UI/l
AST	15,82	49,90	0,00	60,00	UI/l
ALT	11,42	63,42	8,20	57,30	UI/l
Glucosa	49,32	128,68	60,00	120,00	mg/dl
Colesterol	91,91	291,33	115,60	253,70	mg/dl
Triglicéridos	23,32	104,80	20,00	120,00	mg/dl
Urea	17,17	59,29	20,00	50,00	mg/dl
Á. Úrico	0,12	1,14	0,20	1,60	mg/dl
Amilasa	124,10	895,70	0,00	1500,00	UI/l
Lipasa	12,85	329,99	0,00	800,00	UI/l
Creatinina	0,27	1,81	0,50	1,60	mg/dl
CK-NAC	34,84	394,06	0,00	110,00	mg/dl

B. Total	0,00	0,14	0,00	1,00	mg/dl
B. Directa	0,00	0,02	0,00	0,10	mg/dl
B. Indirecta	0,00	0,14	<0,70		mg/dl
Proteínas T.	4,68	9,00	5,30	7,80	g/dl
Albúmina	1,87	4,03	2,50	3,50	g/dl
Globulina	1,98	6,18	2,10	3,70	g/dl

6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.

6.1 Conclusiones.

En la presente investigación se encontraron diferencias importantes en cuanto a los resultados de los valores de hematología sobre todo en la serie roja. Se presentó un incremento del recuento de glóbulos rojos, hemoglobina y hematocrito. La policitemia absoluta secundaria que se encontró, fue como resultado compensatorio a la hipoxia fisiológica de tejidos producida por la altura gracias a que los animales tienen adaptaciones funcionales normales con respecto a exposiciones medioambientales y geográficas.

Los resultados de los analitos estudiados de bioquímica sanguínea no se hallaron diferencias significativas a excepción de la glucosa y urea; con respecto a la variación de la glucosa se debe a que existió inquietud (producción de catecolaminas) y estrés (estimulación de glucocorticoides) al momento de la toma de muestra, y las diferencias encontradas en la urea se ameritan a que la mayoría de los animales experimentados estuvieron con una dieta mixta alta en proteínas.

Se concluye que los intervalos de referencia de química sanguínea determinados en este estudio se localizaron dentro de los valores enunciados por la literatura. Por lo que de esta manera se realizó una lista de valores de referencia de cada analito estudiado tanto de hemograma como de química sanguínea, siendo estos resultados válidos y certeros para el diagnóstico diferencial de pacientes de clínicas, laboratorios y hospitales veterinarios de la ciudad de Cuenca.

6.2 Recomendaciones.

Evitar en lo máximo posible el estrés que se podría causar al paciente en la toma de muestras. Se aconseja el ayuno del paciente mínimo de 12 horas antes de la extracción de muestra.

Ampliar el presente estudio, imponiendo más especies de animales en los que se podrían clasificar variables como edad, peso, raza, sexo, alimentación, a su vez sería adecuado adicionar frotis sanguíneos para corroborar alteraciones eritrocitarias o leucocitarias.

Tener en cuenta la seguridad del operador durante la utilización del laboratorio mediante el uso de mascarilla, guantes, gafas, mandil y gorro. Mantener un control de fechas de caducidad de cada reactivo y calibración de los equipos. La cantidad (reactivo/espécimen) y tiempo que se emplea en el procedimiento para cada prueba debe ser exacto.

7. BIBLIOGRAFÍA.

- Ariyibi, A. A., Oyeyemi, M.O., y Ajadi, R. A. (2002). A comparative study of some hematology and biochemical parameters of clinically healthy Alsatian and local dogs. *African Journal of Biomedical Research*.5. 145-147
- Archer, R. (1967). *Técnicas de hematología animal*. España: Acribia.
- Bossa, M., Valencia, V., Carvajal, V., y Ríos, L. (2012). Automated hemogram values for healthy dogs aged 1 to 6 years attended at the Veterinary Hospital - Universidad de Antioquia (Colombia). *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 25(3), 409-416
- Cardozo, A. (2008). Ética en investigación con animales: una actitud responsable y respetuosa del investigador con rigor y calidad científica. *Revista Latinoamericana de Bioética*, 8 (2), 46-71.
- Cerón, J. (2013). *Análisis clínicos en pequeños animales*. Argentina: Inter-Médica.
- Céspedes, S. (1999). Preparación del paciente y colección de muestras para análisis de laboratorio clínico. *Medisan*, 3 (1), 31-35.
- Clarence, M. y Fraser, B. (1993). *El manual Merck de veterinaria*. Barcelona: OCEANO.
- Cowell, R. Tyler, R. Meinkoth, J. y DeNicola, D. (2009). *Diagnóstico citológico y hematológico del perro y gato*. España: Elsevier.
- Cunningham, y Klein, B. (2014). *Fisiología veterinaria*. Barcelona, España: Elsevier
- Davies, E. (1990). *Manual de investigación veterinaria: técnicas de laboratorio*. España, Zaragoza: ACRIBIA.
- Day, M. Mackin, A. y Littlewood, J. (eds). (2012). *Manual de hematología y transfusión en pequeños animales*. Barcelona-España: Ediciones S.
- Donoso, L. (2013). *Determinación de valores hematimétricos de perros clínicamente sanos en la ciudad de Quito*. (Tesis de Maestría). Universidad Técnica de Machala, Machala.

- González, Á. (2014). Principios de bioquímica clínica y patología molecular. Barcelona: Elsevier.
- Juste, M. y Carretón, E. (2015). Fundamentos de análisis clínicos en animales de compañía. España: Multimédica ediciones veterinarias.
- Latimer, K. Mahaffey, E. y Prasse, K. (2005). Patología clínica veterinaria. España: Ediciones veterinarias.
- López, I. y Mesa, I. (2015). Guía práctica de interpretación analítica y diagnóstico diferencial en pequeños animales. Zaragoza, España: Servet.
- Lorenz, M., Neer, T., y DeMars, P. (2012). Diagnóstico diferencial en pequeños animales. Barcelona, España: Multimédica.
- Merizalde, M. (2011). Determinación de Parámetros Hematológicos, Proteínas Plasmáticas, Valores de Presión Arterial y Electrocardiografía en 300 Caninos Sanos en Bogotá y la Sabana a 2600 msnm. (Tesis de Maestría). Universidad de la Salle, Bogotá.
- Meyer, D. y Harvey, J. (2007). Medicina laboratorial, interpretación y diagnosis. Barcelona-España: Multimédica Ediciones veterinarias.
- Morales, M. (2009). Atlas de hemocitología veterinaria. España: Servet.
- Muñoz, P. Morgaz, J. y Galán, A. (2015). Manual clínico del perro y del gato. España: Elsevier.
- Núñez, L. y Bouda, J. (2007). Patología clínica veterinaria. Mexico: UNAM
- Pedroso, R., Quintana, G., Bazán, A., y Florentín M. (2010). Valores hematológicos de referencia en caninos adultos aparentemente sanos, que concurren a una clínica privada de Asunción. Mem. Inst. Investig. Cienc. Salud, 8(2), 5-13.
- Rebar, A. MacWilliams, P. Feldman, B. Metzger, F. Pollock, R. y Roche, J. (2002). Manual de hematología de perros y gatos. España: Multimédica SA.

- Schalm, O. (1964). Hematología veterinaria. México: Unión Tipográfica Editorial Hispanoamericana.
- Sink, C. y Feldman, B. (2009). Urinálisis y hematología de laboratorio. Zaragoza: Servet.
- Sodikoff, C. (1996). Pruebas diagnósticas y de laboratorio en las enfermedades de pequeños animales. Buenos Aires: Mosby.
- Thompson, M. (2008). Diagnóstico diferencial clínico en pequeños animales: manual de consulta rápida. Barcelona: Elsevier.
- Villiers, E. y Blackwood, L. (eds). (2012). Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales. Barcelona: Ediciones S.
- Willard, M. y Tvedten, H. (2004). Diagnóstico clínico patológico práctico en los pequeños animales. Buenos Aires: Inter-médica

8. ANEXOS.

Figura 2. Factores analizados en el proceso experimental.

NOMBRE DEL PACIENTE:	ESPECIE:
RAZA:	EDAD:
SEXO:	FECHA DE NACIMIENTO:
CONSTANTES FISIOLÓGICAS	
TEMPERATURA:	FRECUENCIA RESPIRATORIA:
FRECUENCIA CARDÍACA:	PESO:
COLORACIÓN DE LA MUCOSA:	INDICE DE CONDICIÓN CORPORAL:
ESTADO FÍSICO: normal / Caquexia / Bajo peso / Sobrepeso / Obeso	ESTADO MENTAL: Vigil / Deprimido / Excitado / Dolor
OTROS	
ESTERILIZADO:	VACUNAS:
TRATAMIENTO EN CURSO:	DESPARASITACIÓN:
ALIMENTACIÓN: casera - balanceado - mixto	VISITA AL VETERINARIO:
MUESTRA DE SANGRE	
HEMOGRAMA/Cantidad:	Tipo de tubo:
QUÍMICA SANGUÍNEA/Cantidad:	Tipo de tubo:

Tabla 13. Resultados de hemograma de caninos hembras.

WBC	LYM #	MID#	GRA#	LYM%	MID%	GRA %	RBC	HGB	HCT	MCV	MCH	MCHC	PLT
N													
98	84	100	97	94	100	99	100	100	90	100	100	100	93
5,60	0,20	0,40	2,20	0,80	0,89	30,20	5,09	10,50	42,10	64,80	20,60	215,60	154,00
5,90	0,30	0,40	3,30	2,70	4,20	30,30	5,11	11,90	43,20	65,10	20,80	299,40	166,00
5,90	0,40	0,50	3,80	3,00	4,30	30,60	5,14	11,90	43,60	65,50	21,10	308,00	191,00
6,10	0,40	0,50	4,20	3,70	4,30	34,50	5,26	12,00	44,00	66,50	21,50	308,70	203,00
6,40	0,40	0,50	4,30	3,80	4,80	35,70	5,32	12,40	44,80	67,10	21,60	308,90	213,00
6,60	0,40	0,50	4,30	4,00	4,80	36,70	5,37	12,70	45,00	67,10	21,60	310,00	222,00
6,80	0,40	0,50	4,40	4,20	4,90	37,80	5,46	12,90	46,40	67,30	21,60	310,10	239,00
6,90	0,50	0,50	4,50	4,40	5,10	38,70	5,47	13,10	46,80	67,50	21,60	310,30	244,00
7,10	0,50	0,50	4,70	5,00	5,20	40,70	5,50	14,00	46,90	67,60	21,70	310,90	251,00
7,40	0,50	0,50	4,70	5,00	5,30	42,30	5,81	14,10	47,20	67,70	21,70	311,70	257,00
7,60	0,50	0,50	4,90	5,30	5,50	44,70	5,82	14,20	47,60	67,70	21,80	313,90	271,00
7,90	0,50	0,50	4,90	5,60	5,50	45,30	6,46	14,30	47,60	67,80	21,80	314,30	273,00
8,00	0,50	0,50	5,00	5,70	5,50	46,90	6,49	14,90	47,80	67,90	21,90	314,80	273,00
8,20	0,60	0,50	5,30	5,70	5,60	48,90	6,50	15,00	48,80	67,90	21,90	315,70	278,00
8,30	0,60	0,50	5,40	5,80	5,70	49,00	6,50	15,00	49,10	68,10	21,90	316,10	285,00
8,60	0,60	0,50	5,60	5,90	5,70	53,40	6,52	15,30	49,20	68,20	21,90	316,30	287,00
8,60	0,60	0,50	5,70	6,00	5,80	54,80	6,59	15,40	50,10	68,30	22,00	316,50	298,00
8,70	0,70	0,60	5,70	6,10	5,90	55,90	6,59	15,60	50,50	68,30	22,00	317,20	299,00
8,80	0,70	0,60	5,80	6,20	6,00	56,00	6,77	15,60	50,70	68,40	22,00	317,50	299,00
8,80	0,70	0,60	6,00	6,40	6,10	56,70	6,84	15,80	50,90	68,40	22,00	317,50	300,00
9,10	0,70	0,60	6,10	6,60	6,10	57,00	6,88	15,80	51,60	68,60	22,00	317,80	303,00
9,30	0,80	0,60	6,10	7,10	6,20	61,20	6,95	15,90	51,70	68,70	22,10	318,30	313,00

Tabla 14. Resultados de hemograma de caninos hembras.

WBC	LYM #	MID#	GRA#	LYM%	MID%	GRA %	RBC	HGB	HCT	MCV	MCH	MCHC	PLT
9,40	0,80	0,60	6,20	7,40	6,30	61,20	6,96	16,00	51,70	68,80	22,10	318,50	313,00
9,50	0,90	0,60	6,30	8,20	6,40	61,50	6,98	16,00	51,80	68,80	22,20	318,60	314,00
9,60	0,90	0,70	6,30	8,50	6,50	61,90	7,02	16,20	51,80	69,00	22,30	318,60	317,00
9,60	0,90	0,70	6,50	8,70	6,50	62,00	7,10	16,30	52,00	69,50	22,30	318,70	319,00
9,60	0,90	0,70	6,70	8,70	6,60	62,10	7,12	16,30	52,10	69,60	22,40	318,70	322,00
9,80	0,90	0,70	6,80	9,00	6,70	62,50	7,12	16,40	52,30	69,90	22,40	319,00	327,00
9,90	0,90	0,70	6,90	9,30	6,90	65,00	7,15	16,40	52,40	70,00	22,40	319,30	332,00
9,90	1,00	0,70	6,90	9,30	6,90	68,40	7,16	16,40	52,50	70,10	22,50	319,50	332,00
10,10	1,00	0,80	7,00	9,50	6,90	69,80	7,18	16,50	52,50	70,10	22,50	319,50	333,00
10,20	1,10	0,80	7,00	9,60	7,00	70,00	7,19	16,60	52,70	70,40	22,60	319,70	335,00
10,30	1,10	0,80	7,00	9,80	7,00	70,50	7,19	16,70	52,70	70,50	22,60	320,00	337,00
10,40	1,10	0,80	7,10	9,80	7,10	71,20	7,22	16,70	52,70	70,50	22,60	320,10	338,00
10,50	1,20	0,80	7,20	10,00	7,40	71,40	7,22	16,80	52,80	70,50	22,70	320,20	339,00
10,50	1,20	0,90	7,20	10,30	7,40	71,50	7,25	16,80	52,90	70,60	22,70	320,40	347,00
10,60	1,20	0,90	7,30	10,50	7,40	72,00	7,26	16,90	53,40	70,60	22,70	320,40	350,00
10,60	1,20	0,90	7,40	10,60	7,50	72,30	7,27	16,90	53,50	70,60	22,80	320,60	350,00
10,70	1,20	0,90	7,40	11,20	7,60	73,60	7,28	17,00	53,70	70,70	22,80	320,70	350,00
10,70	1,20	0,90	7,40	11,20	7,80	74,10	7,33	17,00	53,80	70,70	22,80	320,90	352,00
10,80	1,20	0,90	7,50	11,70	7,80	74,20	7,36	17,10	54,10	70,70	22,80	321,90	354,00
10,80	1,20	0,90	7,50	12,00	7,80	74,30	7,38	17,10	54,30	70,70	22,80	321,90	356,00
11,00	1,30	0,90	7,60	12,20	8,00	75,10	7,38	17,10	54,40	70,80	22,80	322,00	357,00
11,10	1,40	1,00	7,60	12,50	8,20	75,20	7,40	17,20	54,40	70,80	22,90	322,10	358,00
11,20	1,40	1,00	7,60	12,70	8,20	75,70	7,41	17,20	54,60	70,90	22,90	322,10	358,00
11,20	1,40	1,00	7,70	12,80	8,30	76,00	7,44	17,20	54,60	70,90	22,90	322,20	364,00

Tabla 15. Resultados de hemograma de caninos hembras.

WBC	LYM #	MID#	GRA#	LYM%	MID%	GRA %	RBC	HGB	HCT	MCV	MCH	MCHC	PLT
11,20	1,40	1,00	7,80	12,90	8,60	76,10	7,45	17,20	54,90	71,10	22,90	322,30	364,00
11,30	1,40	1,00	7,80	13,40	8,70	76,20	7,45	17,30	55,00	71,10	23,00	322,80	367,00
11,50	1,50	1,00	7,80	13,70	8,80	76,40	7,50	17,30	55,20	71,40	23,00	323,30	372,00
11,80	1,50	1,00	8,00	13,70	9,00	76,60	7,53	17,40	55,40	71,50	23,00	323,60	375,00
11,90	1,60	1,10	8,00	14,00	9,00	76,90	7,55	17,40	55,60	71,60	23,10	323,80	378,00
12,00	1,60	1,10	8,00	14,20	9,10	77,80	7,55	17,40	55,80	71,80	23,10	323,90	378,00
12,10	1,60	1,10	8,10	14,60	9,20	78,50	7,56	17,50	56,00	71,80	23,10	324,00	382,00
12,20	1,70	1,10	8,30	14,80	9,30	78,70	7,56	17,50	56,10	71,80	23,20	324,20	392,00
12,30	1,80	1,10	8,30	15,40	9,40	78,80	7,58	17,50	56,30	71,80	23,20	324,40	392,00
12,30	1,90	1,10	8,30	15,40	9,40	79,50	7,63	17,60	56,30	71,90	23,20	324,40	395,00
12,40	1,90	1,10	8,40	15,60	9,60	79,50	7,63	17,70	56,60	72,00	23,30	324,40	399,00
12,40	1,90	1,10	8,50	15,60	9,70	79,70	7,63	17,70	56,70	72,20	23,40	324,60	399,00
12,40	1,90	1,10	8,60	16,80	9,70	80,00	7,64	17,80	56,70	72,20	23,40	324,60	402,00
12,50	1,90	1,20	8,70	17,00	9,80	80,10	7,65	17,90	57,10	72,30	23,40	324,70	404,00
12,70	2,10	1,20	8,70	17,30	9,90	80,40	7,68	18,00	57,30	72,50	23,40	324,80	410,00
12,70	2,20	1,20	8,80	17,80	9,90	81,10	7,73	18,00	57,40	72,60	23,40	324,90	415,00
13,00	2,40	1,30	8,80	18,60	10,10	81,20	7,74	18,20	57,70	72,60	23,50	325,10	422,00
13,20	2,50	1,30	8,90	19,50	10,20	81,40	7,75	18,20	57,90	72,60	23,50	325,10	422,00
13,20	2,60	1,30	9,10	19,50	10,20	81,70	7,79	18,30	58,00	72,70	23,50	325,20	424,00
13,30	2,60	1,30	9,20	20,60	10,30	82,20	7,82	18,40	58,00	72,80	23,50	325,70	424,00
13,40	2,60	1,30	9,30	21,20	10,50	82,50	7,82	18,40	58,20	72,80	23,50	325,90	425,00
13,50	2,70	1,40	9,30	21,30	10,70	82,90	7,82	18,40	58,40	72,80	23,60	326,50	433,00
13,70	2,90	1,40	9,40	21,30	10,70	83,00	7,85	18,40	58,50	72,80	23,60	327,30	436,00
13,90	2,90	1,40	9,50	21,90	10,70	83,10	7,90	18,50	58,70	72,80	23,60	328,10	444,00

Tabla 16. Resultados de hemograma de caninos hembras.

WBC	LYM #	MID#	GRA#	LYM%	MID%	GRA %	RBC	HGB	HCT	MCV	MCH	MCHC	PLT
13,90	2,90	1,40	9,60	24,70	11,00	83,30	7,95	18,60	58,90	72,90	23,70	328,30	445,00
14,00	2,90	1,50	9,80	25,10	11,00	83,40	7,97	18,60	59,30	72,90	23,70	328,30	449,00
14,00	3,10	1,50	9,90	25,20	11,50	83,70	7,97	18,60	59,40	73,00	23,80	328,30	449,00
14,00	3,20	1,60	10,00	25,30	11,50	83,70	8,05	18,70	59,50	73,00	23,80	328,50	451,00
14,10	3,20	1,60	10,00	25,60	11,50	83,90	8,05	18,80	59,90	73,00	23,80	328,90	465,00
14,10	3,20	1,60	10,50	25,80	11,60	84,60	8,07	18,80	60,20	73,20	23,80	328,90	465,00
14,10	3,50	1,60	10,60	28,40	11,70	84,60	8,08	18,90	60,70	73,20	23,90	328,90	476,00
14,10	3,80	1,60	10,60	28,60	11,70	84,70	8,14	19,00	60,80	73,30	23,90	329,00	479,00
14,20	4,00	1,60	10,80	29,10	12,10	86,10	8,16	19,00	61,10	73,50	23,90	329,20	486,00
14,60	4,10	1,60	10,90	30,80	12,30	87,70	8,17	19,00	61,40	73,70	24,00	329,40	491,00
15,00	4,10	1,70	10,90	30,90	12,30	87,80	8,20	19,20	61,50	73,70	24,10	331,00	515,00
15,00	4,10	1,70	11,10	33,40	12,40	88,00	8,21	19,20	61,70	73,70	24,10	331,10	520,00
15,10	4,20	1,70	11,20	33,60	12,50	88,10	8,22	19,20	61,90	73,80	24,10	331,20	525,00
15,80	4,60	1,80	11,20	34,00	12,60	88,30	8,29	19,20	61,90	73,80	24,10	331,20	539,00
16,10		1,80	11,60	38,10	12,70	88,50	8,32	19,40	62,20	74,00	24,20	331,30	542,00
16,10		1,90	11,70	38,10	12,90	88,60	8,33	19,50	62,40	74,20	24,20	332,20	552,00
16,60		1,90	11,80	39,60	12,90	88,80	8,42	19,50	62,50	74,20	24,30	332,40	581,00
16,90		1,90	12,20	40,90	12,90	88,80	8,46	19,60	63,10	74,20	24,30	332,80	582,00
17,00		1,90	12,30	43,20	13,00	88,90	8,50	19,70	63,40	74,30	24,30	332,90	593,00
17,90		1,90	12,40	44,30	13,00	89,00	8,55	19,80	64,90	74,50	24,40	334,10	594,00
17,90		2,00	12,50	46,20	13,50	89,10	8,55	19,90		74,50	24,50	335,30	604,00
18,00		2,00	12,80	47,90	13,60	89,10	8,59	19,90		74,50	24,50	336,00	621,00
18,10		2,10	12,90	48,60	13,80	89,80	8,60	19,90		74,90	24,60	337,30	633,00
18,30		2,10	12,90	49,80	14,10	89,90	8,66	20,00		74,90	24,80	340,00	

Tabla 17. Resultados de hemograma de caninos hembras.

WBC	LYM #	MID#	GRA#	LYM%	MID%	GRA %	RBC	HGB	HCT	MCV	MCH	MCHC	PLT
18,90		2,30	12,90		14,70	90,00	8,83	20,10		75,10	24,80	343,40	
19,00		2,40	13,60		15,60	90,80	9,01	20,10		75,60	25,00	345,20	
19,30		2,40	13,80		15,60	92,00	9,11	20,20		75,90	25,50	347,30	
19,40		2,50			16,10	92,20	9,12	20,50		76,00	25,60	348,80	
		2,50			16,40	92,70	9,20	20,60		76,10	25,70	354,30	
		2,60			16,80		9,31	53,30		77,10	25,80	357,30	

Tabla 18. Resultados de química sanguínea de caninos hembras.

FA	GGT	AST	ALT	GLU	PT	UREA	A U	AMI	LIP	CK- NAC	B.T	B.D	B.I	ALB	GLOB	COL	TRIG	CREA
N																		
96	99	94	100	94	100	89	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	88	94
11,57	3,29	15,46	29,98	52,21	6,62	20,41	0,34	220,00	43,88	13,02	0,02	0,00	0,02	2,53	4,09	234,44	60,63	2,57
18,45	3,61	4,76	41,31	56,32	7,59	20,49	0,34	350,00	50,11	26,18	0,02	0,00	0,02	2,91	4,68	137,46	43,44	3,30
19,22	5,48	30,06	40,01	58,41	7,37	21,30	0,70	466,00	46,36	34,84	0,02	0,01	0,01	2,03	5,34	120,00	90,00	3,27
22,97	4,73	1,58	19,25	58,51	6,49	21,44	1,10	624,30	60,77	42,68	0,02	0,00	0,02	2,97	3,52	169,38	51,58	1,80
26,52	8,06	21,03	29,20	59,29	6,92	21,71	0,62	648,17	101,83	44,91	0,01	0,00	0,01	2,16	4,76	136,42	50,21	1,27
29,48	7,12	5,01	26,10	60,3	5,09	22,54	0,46	100,00	33,64	45,24	0,04	0,00	0,04	2,23	2,86	235,83	81,45	0,60
29,93	1,28	5,04	39,30	61,06	8,02	23,11	0,34	355,00	57,37	52,28	0,30	0,02	0,28	3,33	4,69	211,07	120,00	1,82
30,43	5,77	3,48	31,40	61,06	6,65	23,16	0,55	613,33	108,20	52,3	0,04	0,00	0,04	2,88	3,77	232,57	72,40	2,89
30,61	7,52	2,72	39,72	61,2	4,04	23,86	0,34	88,80	53,77	58,48	0,03	0,00	0,03	2,01	2,03	268,40	73,30	1,08
33,09	7,09	33,69	44,92	62,62	7,59	24,52	0,91	88,88	454,57	62	0,12	0,02	0,10	4,28	3,31	151,69	65,10	0,67
33,48	5,39	36,62	23,51	65,31	5,56	24,57	1,14	355,55	279,04	64,86	0,09	0,01	0,08	2,55	3,01	214,55	78,43	0,66
33,58	8,01	34,51	49,69	65,7	6,38	24,68	1,36	400,00	329,99	65,1	0,07	0,01	0,06	2,35	4,03	225,00	49,41	0,90
34,38	3,09	22,25	40,51	66,06	8,11	25,58	0,25	62,32	53,56	67,52	0,02	0,01	0,01	2,93	5,18	142,30	60,20	2,54
35,41	8,29	35,57	46,11	66,23	6,48	25,67	0,73	61,53	328,44	68,45	0,13	0,01	0,12	2,13	4,35	220,26	54,12	1,07
36,08	5,44	30,07	44,02	66,79	5,90	26,43	0,86	80,00	863,68	70,86	0,08	0,01	0,07	3,14	2,76	145,45	52,55	0,92
36,59	7,44	30,99	37,86	66,81	3,06	27,13	1,18	400,00	278,26	72	0,08	0,01	0,07	2,75	0,31	165,71	63,53	1,07
37,40	6,21	34,45	27,14	66,81	6,16	27,49	0,82	755,26	82,51	72,64	0,10	0,01	0,09	2,83	3,33	185,45	4,71	0,73
38,11	9,30	31,17	33,72	67,6	5,78	27,65	0,21	725,92	14,91	73,03	0,03	0,00	0,03	2,27	3,51	188,00	38,58	0,75
39,90	3,74	40,86	43,49	67,87	6,18	27,74	0,19	541,75	21,45	73,36	0,02	0,00	0,02	1,87	4,31	240,29	59,06	0,55
41,44	8,56	25,49	22,91	67,94	8,18	27,86	0,22	633,66	16,03	73,62	0,02	0,00	0,02	2,91	5,27	228,00	67,72	0,67
41,45	2,42	17,61	11,76	72,56	6,11	27,98	0,33	471,08	14,94	73,63	0,03	0,01	0,02	2,43	3,68	224,00	78,74	0,91

Tabla 19. Resultados de química sanguínea de caninos hembras.

FA	GGT	AST	ALT	GLU	PT	URE	A U	AMI	LIP	CK- NAC	B.T	B.D	B.I	ALB	GLOB	COL	TRIG	CRE
41,58	5,27	38,92	49,75	73,45	7,03	28,20	0,41	357,56	19,28	76,14	0,02	0,00	0,02	3,40	3,63	145,71	46,46	0,74
41,68	8,33	32,57	51,43	74,34	6,14	29,30	0,11	357,09	29,92	78,48	0,04	0,00	0,04	2,41	3,73	178,29	42,52	1,07
41,73	7,60	44,13	44,90	74,37	6,83	29,38	0,33	658,82	16,88	81,07	0,02	0,00	0,02	2,25	4,58	213,71	77,17	0,84
41,74	1,84	40,70	42,40	74,78	6,95	30,38	0,37	570,24	20,30	86,01	0,01	0,00	0,01	2,41	4,54	177,71	147,24	0,27
41,91	7,45	43,13	40,97	75,09	7,80	30,40	0,70	442,55	34,34	88,26	0,03	0,02	0,01	2,87	4,93	260,57	80,31	1,08
42,35	6,78	27,95	30,68	75,09	6,52	30,91	0,57	143,19	13,90	88,41	0,03	0,00	0,03	3,61	2,91	207,43	76,83	0,58
42,61	6,12	24,35	30,20	76,17	6,14	31,08	0,52	434,36	129,51	89,06	0,06	0,02	0,04	2,85	3,29	167,46	76,38	0,65
42,80	5,76	40,49	47,31	76,55	6,99	31,08	0,71	706,76	17,83	92,6	0,02	0,01	0,01	2,21	4,78	166,86	70,08	1,49
43,45	6,39	40,57	52,82	76,99	7,05	32,44	0,30	517,14	12,85	93,72	0,07	0,02	0,05	3,37	3,68	161,14	62,99	1,09
43,46	1,97	29,30	34,67	77,03	6,71	32,52	0,67	600,00	25,62	94,25	0,05	0,01	0,04	2,23	4,48	126,20	62,99	1,16
43,63	6,54	18,33	22,75	77,8	8,38	32,69	0,67	690,52	19,14	95,36	0,03	0,00	0,03	4,31	4,07	156,00	105,31	1,15
43,73	4,69	36,41	39,94	77,88	5,44	32,94	0,15	545,08	9,50	95,61	0,02	0,01	0,01	2,94	2,50	216,57	60,63	1,34
44,45	5,51	32,81	39,95	78,76	6,88	33,28	0,70	621,58	16,80	99,44	0,04	0,02	0,02	2,66	4,22	121,71	54,34	0,33
44,70	3,74	33,38	29,75	78,76	7,80	35,50	0,37	314,96	9,63	99,82	0,06	0,03	0,03	2,32	5,48	207,43	58,27	2,35
44,77	8,83	27,65	52,31	79,2	6,58	35,58	0,20	700,72	19,27	100,94	0,01	0,00	0,01	3,45	3,13	176,50	116,50	1,00
45,50	4,23	38,10	31,12	79,42	5,69	35,90	0,19	708,88	14,94	101,76	0,02	0,00	0,02	2,17	3,52	150,29	119,68	1,74
46,16	5,68	23,53	32,95	79,86	6,88	36,57	0,70	754,93	23,47	103	0,03	0,00	0,03	2,07	4,81	232,00	78,74	1,08
46,49	4,67	38,68	36,61	80,35	6,54	36,81	0,19	779,22	12,89	103,18	0,02	0,01	0,01	2,48	4,06	170,29	29,13	1,25
46,84	6,34	37,54	50,30	84,71	7,01	36,85	0,66	379,56	23,48	103,55	0,01	0,01	0,00	2,82	4,19	142,29	51,97	0,59
46,91	7,37	19,38	41,49	84,87	5,82	37,02	1,07	710,78	19,13	103,9	0,01	0,00	0,01	2,36	3,46	249,43	132,99	0,63
47,52	3,22	28,22	74,40	86,12	5,50	37,64	1,04	753,39	19,31	107,77	0,01	0,01	0,00	1,76	3,74	215,43	53,59	1,41
48,05	10,70	51,84	10,39	86,76	8,40	37,97	0,46	400,00	27,82	107,95	0,01	0,00	0,01	3,32	5,08	209,25	75,31	1,46
48,51	4,58	21,81	31,90	86,93	8,51	38,29	0,70	450,17	42,90	108,38	0,06	0,00	0,06	3,84	4,67	132,37	119,67	1,75
49,82	4,66	48,68	21,70	87,73	8,42	38,49	0,40	792,00	43,04	108,5	0,04	0,01	0,03	2,12	6,30	268,21	65,27	1,81

Tabla 20. Resultados de química sanguínea de caninos hembras.

FA	GGT	AST	ALT	GLU	PT	URE	A U	AMI	LIP	CK- NAC	B.T	B.D	B.I	ALB	GLOB	COL	TRIG	CRE
50,58	1,62	24,52	17,76	89,75	6,18	38,58	0,41	354,57	22,57	110,32	0,03	0,02	0,01	2,47	3,71	103,53	105,44	0,73
51,04	14,56	52,25	69,00	91,15	8,87	38,63	0,62	228,57	44,55	110,7	0,05	0,00	0,05	2,90	5,97	224,28	70,29	0,82
51,09	6,82	34,15	39,17	91,59	7,72	38,80	0,80	638,86	17,31	110,92	0,03	0,01	0,02	3,16	4,56	184,97	31,80	0,74
51,09	6,10	39,35	31,58	92,68	8,69	38,80	0,29	531,40	103,95	112,56	0,05	0,00	0,05	3,45	5,24	251,44	48,54	1,36
51,09	8,66	45,22	31,85	92,78	6,78	39,69	0,29	613,42	63,09	112,82	0,06	0,04	0,02	3,07	3,71	145,66	62,76	1,26
52,17	7,83	49,95	57,25	93,5	7,80	40,12	0,37	300,00	36,99	113,9	0,01	0,00	0,01	3,40	4,40	139,88	60,67	0,83
52,38	5,13	45,48	47,50	93,8	6,20	40,28	0,46	620,40	45,62	114,43	0,02	0,00	0,02	3,10	3,10	233,53	71,13	1,20
53,24	5,31	26,17	30,31	94,58	6,61	40,53	0,21	566,11	45,64	115,31	0,02	0,01	0,01	2,78	3,83	91,91	63,60	1,10
53,34	3,22	23,02	33,88	94,69	5,90	40,59	0,21	484,42	74,32	116,94	0,00	0,00	0,00	2,97	2,93	245,09	172,38	0,64
54,06	5,60	22,30	50,10	94,77	6,00	40,78	0,90	490,50	27,03	117,86	0,04	0,02	0,02	2,69	3,31	120,00	70,39	1,10
54,77	3,23	42,16	47,49	94,77	6,53	41,04	1,08	316,27	47,17	117,89	0,01	0,01	0,00	3,56	2,97	158,38	115,48	1,30
55,18	5,64	28,20	25,67	95,31	6,98	41,44	0,17	491,63	37,80	119,11	0,24	0,01	0,23	3,39	3,50	209,83	55,23	0,81
56,26	1,76	26,88	29,73	95,31	7,77	42,51	0,12	407,06	32,62	121,37	0,01	0,00	0,01	2,55	5,22	228,32	63,60	1,25
56,78	6,65	30,64	28,58	96,02	7,67	43,58	1,04	417,51	30,34	123,22	0,03	0,01	0,02	3,12	4,55	215,03	128,87	0,73
56,82	7,49	29,33	41,99	96,39	7,73	44,84	0,17	477,24	73,07	123,45	0,14	0,00	0,14	2,69	5,04	194,80	110,59	1,01
57,15	5,15	29,56	49,79	96,9	4,56	44,99	0,37	603,36	32,26	124,82	0,03	0,01	0,02	2,37	2,19	190,75	43,33	1,20
58,32	2,50	30,85	52,89	97,34	5,75	46,06	0,12	387,42	50,05	127,69	0,00	0,00	0,00	2,89	2,86	140,46	35,98	0,92
58,53	1,71	32,24	27,39	97,66	8,50	46,06	0,17	446,37	70,41	127,91	0,01	0,00	0,01	3,04	5,46	227,75	85,33	1,19
60,56	6,64	23,93	32,56	97,88	8,67	46,19	0,33	592,80	27,69	128,93	0,04	0,01	0,03	2,52	6,15	291,33	46,03	0,72
61,45	3,44	40,27	64,82	98,67	8,40	46,47	0,12	688,64	35,54	129,51	0,02	0,00	0,02	3,08	5,32	192,42	51,05	0,64
62,19	5,15	34,72	26,82	99,29	6,25	46,67	0,17	325,51	49,33	130,25	0,01	0,00	0,01	2,19	4,06	250,29	75,31	0,45
62,24	5,96	29,00	33,55	100	7,27	46,67	0,41	363,17	17,46	133,13	0,03	0,00	0,03	2,55	4,72	76,30	32,64	0,89
62,36	3,45	27,22	18,30	100,44	7,65	46,70	0,21	590,16	131,66	133,37	0,00	0,00	0,00	3,86	3,79	209,83	127,62	0,64
63,84	4,82	27,99	11,10	102,04	6,30	46,98	0,21	746,66	44,91	135,31	0,02	0,00	0,02	3,43	2,87	121,63	132,22	0,27

Tabla 21. Resultados de química sanguínea de caninos hembras.

FA	GGT	AST	ALT	GLU	PT	URE	A U	AMI	LIP	CK- NAC	B.T	B.D	B.I	ALB	GLOB	COL	TRIG	CRE
64,70	5,05	27,47	25,56	102,21	6,83	47,05	0,25	431,83	52,94	136,57	0,01	0,00	0,01	4,03	2,80	214,45	84,52	0,54
67,54	2,88	34,10	24,08	103,1	6,83	47,30	0,12	218,72	45,64	137,86	0,02	0,01	0,01	3,15	3,68	200,58	49,37	0,55
69,74	3,61	27,16	33,56	103,36	8,88	48,54	0,33	538,77	30,19	139,43	0,02	0,01	0,01	2,51	6,37	178,61	37,66	0,55
70,00	9,84	35,70	35,18	103,62	6,52	49,30	0,58	343,24	67,76	140,13	0,03	0,00	0,03	2,80	3,72	153,18	18,41	0,64
71,65	6,01	45,12	35,36	103,83	6,42	49,48	0,58	216,94	60,79	150,91	0,05	0,02	0,03	2,96	3,46	100,69	26,78	0,64
73,72	2,63	41,02	46,19	105,41	6,48	49,59	0,46	759,18	71,00	154,74	0,05	0,01	0,04	2,79	3,69	228,90	31,80	0,91
74,78	8,10	40,45	22,03	105,75	7,38	50,35	0,17	748,99	131,31	156,1	0,01	0,01	0,00	2,87	4,51	231,79	88,49	0,55
75,11	7,11	38,06	32,16	106,69	7,60	50,60	0,41	796,33	35,40	158,54	0,01	0,00	0,01	3,20	4,40	255,49	106,28	0,55
75,58	2,47	30,31	34,68	106,99	8,10	51,74	0,29	438,16	229,83	162,43	0,02	0,00	0,02	3,14	4,96	249,71	98,74	0,81
77,32	6,25	44,53	67,63	109,38	6,23	52,77	0,80	766,66	35,03	164,35	0,03	0,01	0,02	3,40	2,83	218,50	76,99	0,90
78,35	1,42	23,01	29,96	111	7,23	54,07	0,54	479,46	32,52	166,84	0,03	0,00	0,03	3,37	3,86	149,71	75,31	1,10
78,69	3,30	23,61	31,84	111,5	5,77	54,21	0,17	539,53	48,41	170,86	0,04	0,02	0,02	2,34	3,43	150,29	50,21	0,99
80,08	7,21	27,10	49,93	112,27	6,69	54,30	0,29	620,12	27,81	178,54	0,03	0,01	0,02	2,48	4,21	239,88	110,46	0,46
80,57	7,78	25,59	24,53	115,62	6,27	56,13	0,21	661,11	25,21	188,35	0,00	0,00	0,00	2,36	3,91	132,37	51,88	1,20
80,82	1,33	20,79	24,66	115,93	6,50	56,41	0,17	598,56	30,33	190,58	0,05	0,01	0,04	2,77	3,73	297,11	56,07	0,64
82,73	6,32	28,22	25,45	117,69	6,37	56,54	0,33	682,35	59,94	193,71	0,03	0,00	0,03	2,38	4,99	174,57	67,78	1,20
84,69	2,43	30,51	21,56	118,23	5,98	56,54	0,37	771,42	59,53	212,47	0,03	0,01	0,02	2,52	3,46	139,54	54,39	0,74
85,36	6,29	25,25	52,43	119,03	6,60	56,57	0,29	502,68	20,26	243,58	0,04	0,00	0,04	2,33	4,27	305,20	82,86	0,99
90,71	2,65	42,17	34,17	119,49	6,52	56,83	0,41	536,64	106,20	248,04	0,02	0,01	0,01	1,80	4,72	200,00	51,05	0,69
94,89	6,39	18,70	41,48	120,53	4,96		0,25	546,20	89,49	317,07	0,02	0,01	0,01	2,18	2,78	157,80	63,60	1,00
96,35	8,31	31,30	65,98	122,26	6,63		0,28	765,12	111,24	341	0,02	0,00	0,02	2,13	4,50	256,07	52,72	1,10
96,74	7,02	47,13	40,56	126,99	5,37		0,40	562,18	37,92	352,8	0,03	0,00	0,03	2,85	2,52	141,62	81,17	1,08
100,10	3,65	46,63	58,30	131,42	7,94		0,54	650,21	55,21	363,43	0,02	0,01	0,01	2,78	5,16	252,43	104,73	1,20
102,20	8,14	41,95	34,53	136,73	7,94		0,23	307,87	35,79	365,52	0,01	0,01	0,00	2,88	5,06	245,71	46,87	0,82

Tabla 22. Resultados de química sanguínea de caninos hembras.

FA	GGT	AST	ALT	GLU	PT	URE	A U	AMI	LIP	CK- NAC	B.T	B.D	B.I	ALB	GLOB	COL	TRIG	CRE
104,28	2,53	22,31	28,28	106,69	9,39		0,80	636,17	48,63	368,51	0,05	0,01	0,04	2,54	6,85	193,35	188,28	0,49
106,43	2,31	29,07	51,60	60,30	7,09		0,12	756,90	29,83	373,03	0,02	0,00	0,02	2,61	4,48	220,78	62,50	0,74
109,91	4,66	30,79	55,73	66,23	7,65		0,46	718,02	42,32	390,64	0,00	0,00	0,00	2,25	5,40	236,29	67,97	0,82
	3,37	36,51	40,36	97,66	6,11		1,08	416,12	44,54	394,06	0,01	0,00	0,01	2,43	3,68	278,39	52,34	0,58
	6,30	37,47	30,56	115,62	7,79		0,97	739,16	28,40	429	0,01	0,00	0,01	2,96	5,53	168,97	73,44	1,38
	4,61	36,69	22,35	86,12	6,53		0,80	767,89	123,27	467,8	0,05	0,00	0,05	2,16	4,37	191,69	46,87	1,00
	7,87	46,60	59,97	103,10	6,38		0,50	359,18	154,45	429,00	0,02	0,00	0,02	4,01	2,37	77,46	47,70	0,73

Tabla 23. Promedios y rangos de hemograma en caninos hembras con una dieta casera.

#	WBC	LYM #	MID#	GRA#	LYM %	MID %	GRA %	RBC	HGB	HCT	MCV	MCH	MCHC	PLT
1	7,90	0,40	0,50	4,30	5,70	5,70	38,70	5,09	10,50	33,20	65,10	20,60	310,00	213,00
2	10,40	1,20	0,60	4,50	9,30	6,10	40,70	5,11	11,90	35,40	67,30	21,10	316,50	313,00
3	10,60	1,20	1,00	7,00	9,60	7,50	55,90	5,26	12,40	36,10	67,50	22,00	320,40	322,00
4	11,80	1,40	1,10	7,00	10,30	7,80	61,50	6,50	15,00	45,00	67,90	22,40	323,60	335,00
5	12,20	1,80	1,10	8,00	12,50	8,00	70,50	6,59	15,30	46,80	68,30	22,60	323,80	364,00
6	12,50	2,60	1,30	8,70	15,40	8,20	75,20	6,59	15,80	46,90	69,00	22,80	324,40	402,00
7	13,50	3,20	1,30	10,90	16,80	8,70	75,70	6,84	16,20	47,20	70,50	22,80	324,70	422,00
8	14,00	3,20	1,40	11,20	17,80	8,80	76,10	7,10	16,80	50,10	70,60	23,00	331,20	436,00
9	14,10	4,10	1,60	11,60	21,30	9,40	78,70	7,36	18,70	50,70	70,70	23,20	332,40	445,00
10	16,10	4,10	1,70	12,20	29,10	9,40	81,70	7,63	19,20	52,10	71,10	23,40	334,10	476,00
11	18,00	4,60	2,00	12,30	33,40	10,70	82,20	7,82	19,90	56,00	71,60	23,90	336,00	539,00
12	19,30	5,90	2,10	12,50	43,20	11,50	82,90	8,22	19,90	59,90	72,20	24,20	340,00	582,00
13	21,10	6,70	2,30	13,60	49,80	16,10	88,60	9,12	53,30	61,90	72,90	24,30	343,40	672,00
Media	13,96	3,11	1,38	9,52	21,09	9,07	69,88	6,86	18,84	47,79	69,59	22,79	327,73	424,69
Rango	13,20	6,30	1,80	9,30	44,10	10,40	49,90	4,03	42,80	28,70	7,80	3,70	33,40	459,00

Tabla 24. Promedios y rangos de hemograma en caninos hembras con una dieta balanceada.

#	WBC	LYM #	MID#	GRA#	LYM %	MID %	GRA %	RBC	HGB	HCT	MCV	MCH	MCHC	PLT
1	7,40	0,40	0,50	4,20	3,00	4,30	30,20	5,50	12,90	38,50	64,80	21,60	299,40	203,00
2	8,30	0,40	0,60	4,90	4,00	5,50	30,60	5,81	14,90	42,10	67,70	21,60	308,90	244,00
3	8,70	0,50	0,70	5,70	4,40	5,70	36,70	6,50	15,40	47,60	67,70	21,60	310,10	257,00
4	9,50	0,60	0,70	5,70	5,80	6,50	37,80	6,88	15,60	47,80	67,80	21,70	310,30	287,00
5	9,60	0,60	0,70	5,80	6,60	6,60	42,30	7,12	15,90	48,80	68,30	21,70	310,90	299,00
6	9,90	0,90	0,80	6,10	8,20	6,90	44,70	7,19	16,00	49,20	68,40	21,80	314,30	319,00
7	10,10	0,90	0,80	6,30	8,70	6,90	45,30	7,22	16,30	50,50	68,60	21,90	314,80	332,00
8	10,50	0,90	0,90	6,30	9,30	7,00	49,00	7,22	16,40	50,90	68,70	21,90	317,20	338,00
9	11,10	1,10	0,90	6,50	9,50	8,60	53,40	7,27	16,60	51,70	68,80	21,90	318,50	339,00
10	11,20	1,20	0,90	6,90	9,80	9,10	54,80	7,33	16,70	52,40	68,80	22,00	318,60	347,00
11	11,20	1,20	0,90	7,40	10,00	9,60	56,70	7,38	16,70	52,50	69,60	22,00	318,70	350,00
12	11,50	1,20	0,90	7,40	11,20	9,70	61,20	7,41	16,80	52,50	69,90	22,30	319,50	350,00
13	12,10	1,40	1,10	7,50	12,00	9,80	61,20	7,44	16,90	52,70	70,00	22,30	319,70	354,00
14	12,30	1,60	1,20	7,60	13,70	9,90	69,80	7,45	17,10	54,10	70,40	22,40	320,00	356,00
15	12,40	1,70	1,20	7,60	14,00	10,10	70,00	7,53	17,30	54,40	70,90	22,70	320,40	357,00
16	12,40	1,90	1,30	7,80	15,40	10,20	73,60	7,55	17,40	54,60	71,50	22,90	320,70	358,00
17	12,70	1,90	1,30	8,00	17,30	10,50	74,30	7,55	17,40	55,00	71,90	22,90	320,90	364,00
18	13,00	2,70	1,40	8,00	19,50	10,70	76,00	7,63	17,60	55,40	72,20	22,90	321,90	375,00
19	13,20	2,90	1,40	8,30	19,50	10,70	76,20	7,75	17,80	56,10	72,30	23,00	322,10	382,00
20	13,30	3,10	1,50	8,50	25,20	11,00	80,00	7,79	17,90	56,30	72,60	23,10	322,20	392,00
21	13,40	3,50	1,50	9,20	28,60	11,00	80,40	7,82	18,00	56,30	72,60	23,50	323,90	399,00
22	13,70	4,00	1,60	9,40	30,80	11,50	81,10	7,90	18,40	56,60	73,20	23,50	324,90	415,00
23	13,90	4,20	1,60	9,50	33,60	11,60	81,40	7,95	18,40	57,30	73,20	23,70	325,10	433,00

Tabla 25. Promedios y rangos de hemograma en caninos hembras con una dieta balanceada. (continuación)

#	WBC	LYM #	MID#	GRA#	LYM %	MID %	GRA %	RBC	HGB	HCT	MCV	MCH	MCHC	PLT
24	13,90	5,30	1,70	9,60	34,00	11,70	83,00	8,05	18,50	57,40	73,30	23,70	328,30	465,00
25	14,00	5,70	1,80	10,00	38,10	12,50	83,30	8,05	18,60	57,70	73,50	23,80	328,50	479,00
26	14,00	6,10	1,90	10,00	40,90	12,60	83,70	8,14	18,60	58,20	73,70	23,80	328,90	515,00
27	14,10	6,10	1,90	10,60	44,30	12,90	83,90	8,20	18,90	58,50	73,70	23,80	329,00	525,00
28	15,10	6,40	1,90	10,60	46,20	13,00	84,60	8,21	19,00	59,30	74,00	23,90	329,20	552,00
29	16,90	7,50	1,90	10,80	48,60	13,60	86,10	8,46	19,20	60,20	74,50	24,60	331,00	593,00
30	17,00	7,80	2,00	10,90	51,20	13,80	89,10	8,50	19,40	62,20	75,10	24,80	332,90	621,00
31	19,00	8,70	2,40	11,20	55,30	14,10	89,10	9,11	19,90	62,50	76,00	25,00	335,30	668,00
32	20,90	10,80	2,50	12,40	56,80	14,70	92,70	9,31	20,20	63,10	77,10	25,60	354,30	686,00
Media	12,70	3,23	1,33	8,15	22,98	10,07	66,94	7,60	17,40	54,14	71,28	22,93	321,89	404,81
Rango	13,50	10,40	2,00	8,20	53,80	10,40	62,50	3,81	7,30	24,60	12,30	4,00	54,90	483,00

Tabla 26. Promedios y rangos de hemograma en caninos hembras con una dieta mixta.

#	WBC	LYM #	MID#	GRA#	LYM %	MID %	GRA %	RBC	HGB	HCT	MCV	MCH	MCHC	PLT
1	5,60	0,20	0,40	2,20	0,80	0,89	26,90	5,14	11,90	36,40	65,50	20,80	215,60	102,00
2	5,90	0,30	0,40	3,30	2,70	4,20	30,30	5,32	12,00	37,00	66,50	21,50	308,00	154,00
3	5,90	0,40	0,50	3,80	3,70	4,30	34,50	5,37	12,70	37,60	67,10	21,60	308,70	166,00
4	6,10	0,40	0,50	4,30	3,80	4,80	35,70	5,46	13,10	37,70	67,10	21,80	311,70	191,00
5	6,40	0,50	0,50	4,40	4,20	4,80	46,90	5,47	14,00	39,20	67,60	21,90	313,90	222,00
6	6,60	0,50	0,50	4,70	5,00	4,90	48,90	5,82	14,10	43,20	67,90	22,00	315,70	239,00
7	6,80	0,50	0,50	4,70	5,00	5,10	56,00	6,46	14,20	43,60	68,10	22,00	316,10	251,00
8	6,90	0,50	0,50	4,90	5,30	5,20	57,00	6,49	14,30	44,00	68,20	22,10	316,30	271,00
9	7,10	0,50	0,50	5,00	5,60	5,30	61,90	6,52	15,00	44,80	68,40	22,10	317,50	273,00
10	7,60	0,60	0,50	5,30	5,70	5,50	62,00	6,77	15,60	46,40	69,50	22,20	317,50	273,00
11	8,00	0,60	0,50	5,40	5,90	5,50	62,10	6,95	15,80	47,60	70,10	22,40	317,80	278,00
12	8,20	0,70	0,50	5,60	6,00	5,60	62,50	6,96	16,00	49,10	70,10	22,50	318,30	285,00
13	8,60	0,70	0,50	6,00	6,10	5,80	65,00	6,98	16,30	51,60	70,50	22,50	318,60	298,00
14	8,60	0,70	0,50	6,10	6,20	5,90	68,40	7,02	16,40	51,70	70,50	22,60	318,70	299,00
15	8,80	0,70	0,50	6,20	6,40	6,00	71,20	7,12	16,40	51,80	70,60	22,60	319,00	300,00
16	8,80	0,80	0,60	6,70	7,10	6,10	71,40	7,15	16,50	51,80	70,60	22,70	319,30	303,00
17	9,10	0,80	0,60	6,80	7,40	6,20	71,50	7,16	16,90	52,00	70,70	22,70	319,50	313,00
18	9,30	0,90	0,60	6,90	8,50	6,30	72,00	7,18	17,00	52,30	70,70	22,80	320,10	314,00
19	9,40	0,90	0,60	7,00	8,70	6,40	72,30	7,19	17,00	52,70	70,70	22,80	320,20	317,00
20	9,60	0,90	0,60	7,10	9,00	6,50	74,10	7,25	17,10	52,70	70,80	22,80	320,60	327,00
21	9,60	1,00	0,70	7,20	9,80	6,70	74,20	7,26	17,10	52,80	70,80	22,80	321,90	332,00
22	9,80	1,00	0,70	7,20	10,50	6,90	75,10	7,28	17,20	52,90	70,90	22,90	322,00	333,00
23	9,90	1,10	0,70	7,30	10,60	7,00	76,40	7,38	17,20	53,40	71,10	23,00	322,10	337,00

Tabla 27. Promedios y rangos de hemograma en caninos hembras con una dieta mixta. (continuación)

#	WBC	LYM #	MID#	GRA#	LYM %	MID %	GRA %	RBC	HGB	HCT	MCV	MCH	MCHC	PLT
24	10,20	1,10	0,80	7,40	11,20	7,10	76,60	7,40	17,20	53,50	71,40	23,10	322,30	350,00
25	10,30	1,20	0,80	7,50	11,70	7,40	76,90	7,45	17,20	53,70	71,80	23,10	322,80	352,00
26	10,50	1,20	0,80	7,60	12,20	7,40	77,80	7,50	17,30	53,80	71,80	23,20	323,30	358,00
27	10,60	1,20	0,90	7,70	12,70	7,40	78,50	7,56	17,40	54,30	71,80	23,20	324,00	367,00
28	10,70	1,30	0,90	7,80	12,80	7,60	78,80	7,56	17,50	54,40	71,80	23,30	324,20	372,00
29	10,70	1,40	0,90	7,80	12,90	7,80	79,50	7,58	17,50	54,60	72,00	23,40	324,40	378,00
30	10,80	1,40	1,00	8,10	13,40	7,80	79,50	7,63	17,50	54,90	72,50	23,40	324,40	378,00
31	10,80	1,40	1,00	8,30	13,70	8,20	79,70	7,64	17,70	55,20	72,60	23,40	324,60	392,00
32	11,00	1,50	1,00	8,30	14,20	8,30	80,10	7,65	17,70	55,60	72,70	23,40	324,60	395,00
33	11,20	1,50	1,00	8,40	14,60	9,00	81,20	7,68	18,00	55,80	72,80	23,50	324,80	399,00
34	11,30	1,60	1,00	8,60	14,80	9,00	82,50	7,73	18,20	56,70	72,80	23,50	325,10	404,00
35	11,90	1,60	1,00	8,70	15,60	9,20	83,10	7,74	18,20	56,70	72,80	23,50	325,20	410,00
36	12,00	1,90	1,10	8,80	15,60	9,30	83,40	7,82	18,30	57,10	72,80	23,60	325,70	422,00
37	12,30	1,90	1,10	8,80	17,00	9,70	83,70	7,85	18,40	57,90	72,80	23,60	325,90	424,00
38	12,40	1,90	1,10	8,90	18,60	9,90	84,60	7,97	18,40	58,00	72,90	23,60	326,50	424,00
39	12,70	2,10	1,10	9,10	20,60	10,20	84,70	7,97	18,60	58,00	73,00	23,80	327,30	425,00
40	13,20	2,20	1,10	9,30	21,20	10,30	87,70	8,07	18,80	58,40	73,00	23,90	328,10	444,00
41	14,10	2,40	1,10	9,30	21,30	11,50	87,80	8,08	18,80	58,70	73,00	24,00	328,30	449,00
42	14,10	2,50	1,20	9,80	21,90	11,70	88,00	8,16	19,00	58,90	73,70	24,10	328,30	449,00
43	14,20	2,60	1,30	9,90	24,70	12,10	88,10	8,17	19,00	59,40	73,80	24,10	328,90	451,00
44	14,60	2,60	1,40	10,50	25,10	12,30	88,30	8,29	19,20	59,50	73,80	24,10	328,90	465,00
45	15,00	2,90	1,60	11,10	25,30	12,30	88,50	8,32	19,20	60,70	74,20	24,10	329,40	486,00
46	15,00	2,90	1,60	11,70	25,60	12,40	88,80	8,33	19,50	60,80	74,20	24,20	331,10	491,00

Tabla 28. Promedios y rangos de hemograma en caninos hembras con una dieta mixta. (continuación)

#	WBC	LYM #	MID#	GRA#	LYM %	MID %	GRA %	RBC	HGB	HCT	MCV	MCH	MCHC	PLT
47	15,80	2,90	1,60	11,80	25,80	12,70	88,80	8,42	19,50	61,10	74,20	24,30	331,20	520,00
48	16,10	3,20	1,60	12,80	28,40	12,90	88,90	8,55	19,60	61,40	74,30	24,30	331,30	542,00
49	16,60	3,80	1,70	12,90	30,90	12,90	89,00	8,55	19,70	61,50	74,50	24,40	332,20	581,00
50	17,90	4,10	1,80	12,90	38,10	13,00	89,80	8,59	19,80	61,70	74,50	24,50	332,80	594,00
51	17,90	6,80	1,90	12,90	39,60	13,50	89,90	8,60	20,00	61,90	74,90	24,50	337,30	604,00
52	18,10	7,00	2,10	13,80	47,90	15,60	90,00	8,66	20,10	62,40	74,90	24,80	345,20	633,00
53	18,30	7,20	2,40	15,90	53,20	15,60	90,80	8,83	20,10	63,40	75,60	25,50	347,30	692,00
54	18,90	7,40	2,50	16,60	54,10	16,40	92,00	9,01	20,50	64,90	75,90	25,70	348,80	757,00
55	19,40	9,00	2,60	17,00	60,20	16,80	92,20	9,20	20,60	74,50	76,10	25,80	357,30	763,00
Media	9,99	1,44	0,83	7,46	13,19	7,45	69,71	7,22	16,75	51,91	70,93	22,97	320,33	352,22
Rango	10,60	8,20	2,00	10,30	53,10	10,70	20,80	2,05	4,10	22,70	5,50	3,10	38,00	460,00

Tabla 29. Promedios y rangos de química sanguínea en caninos hembras con una dieta casera.

#	FA	GGT	AST	ALT	GLU	PT	URE	AU	AMI	LIP	CRE	CK- NAC	BT	BD	BI	ALB	GLO	COL	TRIG
1	22,97	3,74	5,01	21,70	49,82	5,09	13,00	0,19	100,00	9,63	0,33	45,24	0,01	0,00	0,00	2,07	2,86	121,71	29,13
2	42,61	4,58	18,33	22,75	61,20	5,56	13,76	0,37	314,96	12,89	0,59	52,28	0,01	0,00	0,01	2,12	3,01	132,37	46,46
3	43,73	4,66	21,03	23,51	65,31	6,54	23,16	0,40	355,55	16,80	0,60	62,00	0,02	0,00	0,01	2,16	3,63	136,42	50,21
4	46,49	4,67	21,81	26,10	66,79	6,88	24,52	0,41	357,56	17,83	0,66	70,86	0,02	0,00	0,01	2,21	4,06	142,29	51,97
5	50,58	5,27	23,53	29,20	67,87	6,88	25,58	0,46	379,56	19,14	0,74	72,64	0,02	0,00	0,02	2,23	4,07	145,71	54,34
6	51,04	5,39	32,81	29,75	75,09	6,92	25,67	0,62	450,17	19,28	1,08	73,62	0,03	0,00	0,02	2,32	4,19	156,00	58,27
7	62,19	5,51	33,38	31,90	87,73	6,99	27,13	0,66	621,58	23,47	1,15	88,41	0,03	0,01	0,03	2,48	4,22	166,86	65,27
8	64,70	5,68	36,62	32,95	92,78	7,01	27,98	0,67	648,17	23,48	1,25	99,44	0,04	0,01	0,03	2,55	4,67	170,29	70,08
9	70,00	5,76	37,54	36,61	95,31	7,03	30,40	0,70	690,52	33,64	1,27	107,77	0,04	0,01	0,03	2,66	4,76	207,43	78,43
10	73,72	6,34	38,68	39,95	103,83	7,80	33,28	0,70	706,76	42,90	1,49	193,71	0,04	0,01	0,03	2,82	4,78	214,55	78,74
11	75,11	6,54	38,92	47,31	112,27	8,38	35,90	0,70	754,93	43,04	1,75	243,58	0,06	0,01	0,04	3,40	4,81	232,00	81,45
12	104,28	7,12	40,49	49,75	122,26	8,42	46,06	0,71	779,22	101,83	1,81	341,00	0,06	0,02	0,06	3,84	5,48	235,83	105,31
13	195,61	8,06	48,68	50,30	148,67	8,51	46,98	1,14	792,00	279,04	2,35	368,51	0,09	0,03	0,08	4,31	6,30	268,21	119,67
Media	69,46	5,64	30,53	33,98	88,38	7,08	28,72	0,59	534,69	49,46	1,16	139,93	0,04	0,01	0,03	2,71	4,37	179,21	68,41
Rango	172,64	4,32	43,67	28,60	98,85	3,42	33,98	0,95	692,00	269,41	2,02	323,27	0,08	0,03	0,08	2,24	3,44	146,50	90,54

Tabla 30. Promedios y rangos de química sanguínea en caninos hembras con una dieta balanceada.

#	FA	GGT	AST	ALT	GLU	PT	URE	AU	AMI	LIP	CRE	CK-NAC	BT	BD	BI	ALB	GLO	COL	TRIG
1	19,22	1,71	4,76	11,10	38,50	4,56	21,30	0,12	62,32	9,50	0,27	67,52	0,00	0,00	0,00	1,80	2,19	76,30	18,41
2	26,52	1,97	22,25	18,30	52,21	5,37	21,71	0,12	143,19	12,85	0,49	68,45	0,00	0,00	0,00	1,87	2,37	77,46	26,78
3	33,09	2,47	22,31	22,03	62,62	5,44	23,86	0,15	216,94	13,90	0,54	72,00	0,00	0,00	0,00	2,23	2,50	100,69	31,80
4	33,48	2,50	24,35	24,08	65,70	5,75	27,74	0,17	218,72	14,91	0,55	78,48	0,01	0,00	0,00	2,25	2,52	121,63	32,64
5	34,38	2,53	27,16	25,56	66,23	5,78	31,08	0,17	343,24	17,46	0,55	88,26	0,01	0,00	0,01	2,27	2,80	126,20	35,98
6	35,41	2,63	27,22	27,39	67,94	6,14	31,08	0,17	350,00	19,27	0,55	94,25	0,01	0,00	0,01	2,37	2,86	137,46	37,66
7	36,08	2,65	27,47	28,28	73,45	6,18	32,44	0,19	359,18	21,45	0,55	95,36	0,01	0,00	0,01	2,51	2,87	140,46	38,58
8	38,11	2,88	27,65	28,58	74,34	6,30	32,52	0,20	363,17	25,62	0,55	95,61	0,01	0,00	0,01	2,54	2,91	141,62	43,33
9	41,44	3,09	27,95	30,20	74,78	6,38	36,57	0,21	387,42	30,19	0,58	99,82	0,02	0,00	0,01	2,55	3,13	142,30	43,44
10	41,45	3,45	27,99	30,68	75,09	6,42	38,29	0,21	417,51	30,34	0,64	100,94	0,02	0,00	0,01	2,69	3,29	153,18	47,70
11	41,68	3,61	29,00	32,16	76,17	6,48	38,58	0,21	431,83	32,26	0,64	103,18	0,02	0,00	0,01	2,79	3,46	161,14	49,37
12	42,80	3,61	29,30	33,55	76,55	6,52	39,69	0,25	434,36	35,40	0,64	103,90	0,02	0,00	0,01	2,80	3,51	167,46	51,05
13	43,63	3,74	29,33	33,56	77,80	6,52	40,53	0,25	438,16	37,92	0,65	107,95	0,02	0,00	0,01	2,85	3,68	176,50	59,06
14	44,77	4,66	29,56	33,72	78,76	6,52	40,59	0,29	446,37	42,32	0,69	108,50	0,02	0,00	0,02	2,85	3,68	178,61	60,20
15	46,16	4,69	30,31	34,17	84,71	6,58	41,44	0,30	477,24	44,91	0,73	110,32	0,02	0,00	0,02	2,87	3,69	188,00	60,63
16	46,84	4,82	30,64	34,67	86,76	6,71	42,51	0,33	517,14	45,64	0,73	112,82	0,02	0,00	0,02	2,89	3,72	190,75	62,99
17	48,05	5,05	30,79	34,68	96,39	6,83	44,84	0,34	536,64	48,63	0,75	113,90	0,02	0,00	0,02	2,91	3,79	193,35	62,99
18	51,09	5,15	30,85	35,18	100,00	6,83	46,67	0,37	538,77	50,05	0,81	114,43	0,02	0,00	0,02	2,93	4,31	194,80	67,97
19	52,17	5,96	31,17	35,36	102,04	7,05	46,67	0,40	541,75	50,11	0,82	119,11	0,03	0,01	0,02	2,94	4,40	200,00	76,38
20	52,38	6,01	32,24	39,94	102,21	7,27	46,70	0,41	545,08	52,94	0,89	124,82	0,03	0,01	0,02	2,96	4,48	200,58	76,83
21	54,77	6,12	34,10	40,51	103,10	7,38	48,54	0,41	562,18	53,56	0,91	127,91	0,03	0,01	0,03	3,04	4,51	207,43	81,17
22	60,56	6,39	35,70	40,56	103,62	7,59	49,59	0,41	590,16	60,79	0,92	128,93	0,03	0,01	0,03	3,12	4,55	209,83	84,52
23	61,45	6,65	36,41	41,31	106,69	7,60	50,34	0,46	600,00	67,76	1,00	129,51	0,03	0,01	0,03	3,14	4,68	214,45	85,33

Tabla 31. Promedios y rangos de química sanguínea en caninos hembras con una dieta balanceada. (continuación)

#	FA	GGT	AST	ALT	GLU	PT	URE	AU	AMI	LIP	CRE	CK- NAC	BT	BD	BI	ALB	GLO	COL	TRIG
24	63,84	6,78	38,06	41,99	106,99	7,65	50,35	0,46	603,36	70,41	1,01	133,37	0,03	0,01	0,03	3,15	4,72	215,03	88,49
25	67,54	7,02	40,45	43,49	109,38	7,65	50,60	0,50	636,17	71,00	1,08	139,43	0,05	0,01	0,03	3,20	4,72	216,57	98,74
26	69,74	7,11	40,57	46,19	111,50	7,67	54,07	0,52	700,72	73,07	1,09	150,91	0,05	0,01	0,03	3,37	4,96	227,75	106,28
27	77,32	7,49	40,86	49,79	115,93	7,73	54,30	0,57	718,02	106,20	1,16	154,74	0,05	0,01	0,04	3,43	5,04	228,90	110,59
28	78,69	7,87	41,02	52,31	117,69	8,10	56,41	0,58	725,92	129,51	1,19	156,02	0,05	0,01	0,04	3,45	5,18	231,79	116,50
29	80,57	8,10	42,17	52,82	119,49	8,11	56,54	0,58	746,66	131,31	1,20	166,84	0,06	0,01	0,04	3,61	5,40	236,29	127,62
30	94,89	8,83	45,12	52,89	131,42	8,50	56,54	0,67	748,99	131,66	1,34	248,04	0,07	0,02	0,04	3,86	5,46	240,29	128,87
31	96,74	9,30	46,60	55,73	136,73	8,88	62,90	0,80	759,18	154,45	2,54	429,00	0,14	0,02	0,05	4,01	6,37	249,71	132,22
32	102,20	9,84	47,13	59,97	140,27	9,39	82,46	1,04	796,33	229,83	3,30	467,80	0,03	0,02	0,14	4,03	6,85	255,49	188,28
MEDIA	75,32	7,57	40,38	47,80	115,72	7,85	55,86	0,59	678,76	110,54	1,45	210,62	0,05	0,01	0,05	3,39	5,15	224,14	113,82
RANGO	54,15	4,79	16,34	25,29	43,88	2,56	37,62	0,70	259,69	181,20	2,55	353,90	0,01	0,02	0,12	1,12	3,06	62,14	125,29

Tabla 32. Promedios y rangos de química sanguínea en caninos hembras con una dieta mixta.

#	FA	GGT	AST	ALT	GLU	PT	URE	AU	AMI	LIP	CRE	CK-NAC	BT	BD	BI	ALB	GLO	COL	TRI
1	11,57	1,28	1,58	10,39	39,63	3,06	11,91	0,11	61,53	14,94	0,27	13,02	0,00	0,00	0,00	1,76	0,31	91,91	4,71
2	18,45	1,33	2,72	11,76	56,32	4,04	16,34	0,12	80,00	14,94	0,45	26,18	0,00	0,00	0,00	2,01	2,03	103,53	31,80
3	29,48	1,42	3,48	17,76	58,41	4,96	19,73	0,12	88,80	16,03	0,46	34,84	0,01	0,00	0,00	2,03	2,76	120,00	42,52
4	29,93	1,62	5,04	19,25	58,51	5,50	20,41	0,12	88,88	16,88	0,58	42,68	0,01	0,00	0,00	2,13	2,78	120,00	46,03
5	30,43	1,76	15,46	21,56	59,29	5,69	20,49	0,17	220,00	17,31	0,63	44,91	0,01	0,00	0,00	2,13	2,83	132,37	46,87
6	30,61	1,84	17,61	22,35	60,30	5,77	21,44	0,17	228,57	19,13	0,64	52,30	0,01	0,00	0,01	2,16	2,93	139,54	46,87
7	33,58	2,31	18,70	22,91	61,06	5,82	22,54	0,17	300,00	19,31	0,64	58,48	0,01	0,00	0,01	2,17	2,97	139,88	48,54
8	36,59	2,42	19,38	24,53	61,06	5,90	23,11	0,17	307,87	20,26	0,64	64,86	0,01	0,00	0,01	2,18	3,10	145,45	49,41
9	37,40	2,43	20,79	24,66	66,06	5,90	24,57	0,19	316,27	20,30	0,67	65,10	0,01	0,00	0,01	2,19	3,31	145,66	50,21
10	39,90	3,22	22,30	25,45	66,81	5,98	24,68	0,21	325,51	22,57	0,67	73,03	0,01	0,00	0,01	2,25	3,31	149,71	51,05
11	41,58	3,22	23,01	25,67	66,81	6,00	26,43	0,21	354,57	25,21	0,72	73,36	0,01	0,00	0,01	2,33	3,33	150,29	51,58
12	41,73	3,23	23,02	26,82	67,60	6,11	27,49	0,21	355,00	27,03	0,73	73,63	0,01	0,00	0,01	2,34	3,43	150,29	51,88
13	41,74	3,29	23,61	27,14	72,56	6,11	27,65	0,22	357,09	27,69	0,73	76,14	0,01	0,00	0,01	2,35	3,46	151,69	52,34
14	41,91	3,30	23,93	29,73	74,37	6,14	27,86	0,23	400,00	27,81	0,74	81,07	0,02	0,00	0,01	2,36	3,46	157,80	52,55
15	42,35	3,37	24,52	29,96	76,99	6,16	28,20	0,25	400,00	27,82	0,74	86,01	0,02	0,00	0,01	2,36	3,50	158,38	52,72
16	43,45	3,44	25,25	29,98	77,03	6,18	29,30	0,28	400,00	28,40	0,74	89,06	0,02	0,00	0,01	2,38	3,52	165,71	53,59
17	43,46	3,65	25,49	30,31	77,88	6,20	29,38	0,29	407,06	29,83	0,81	92,60	0,02	0,00	0,01	2,41	3,52	168,97	54,12
18	44,45	4,23	25,59	30,56	78,76	6,23	30,38	0,29	416,12	29,92	0,82	93,72	0,02	0,00	0,01	2,41	3,68	169,38	54,39
19	44,70	4,61	26,17	31,12	79,20	6,25	30,91	0,29	442,55	30,33	0,82	101,76	0,02	0,00	0,01	2,43	3,68	174,57	55,23
20	45,50	4,73	26,88	31,40	79,42	6,27	32,69	0,29	466,00	32,52	0,83	103,00	0,02	0,00	0,02	2,43	3,71	177,71	56,07
21	46,91	5,13	27,10	31,58	79,86	6,37	32,94	0,33	471,08	32,62	0,84	103,55	0,02	0,00	0,02	2,47	3,71	178,29	60,63
22	47,52	5,15	28,20	31,84	80,35	6,38	35,50	0,33	479,46	34,34	0,90	108,38	0,02	0,00	0,02	2,48	3,73	184,97	60,67
23	48,51	5,31	28,22	31,85	84,87	6,48	35,58	0,33	484,42	35,03	0,90	110,70	0,02	0,00	0,02	2,52	3,73	185,45	62,50

Tabla 33. Promedios y rangos de química sanguínea en caninos hembras con una dieta mixta. (continuación)

#	FA	GGT	AST	ALT	GLU	PT	URE	AU	AMI	LIP	CRE	CK-NAC	BT	BD	BI	ALB	GLO	COL	TRI
24	49,82	5,44	28,22	32,56	86,12	6,49	36,81	0,33	490,50	35,54	0,91	110,92	0,02	0,00	0,02	2,52	3,74	191,69	62,76
25	51,09	5,48	29,07	33,88	86,93	6,50	36,85	0,34	491,63	35,79	0,92	112,56	0,02	0,00	0,02	2,53	3,77	192,42	63,53
26	51,09	5,60	30,06	34,53	89,75	6,53	37,02	0,34	502,68	36,99	0,99	115,31	0,02	0,00	0,02	2,55	3,83	209,25	63,60
27	53,24	5,64	30,07	37,86	91,15	6,53	37,64	0,34	531,40	37,80	0,99	116,94	0,03	0,00	0,02	2,61	3,86	209,83	63,60
28	53,34	5,77	30,51	39,17	91,59	6,60	37,97	0,37	539,53	43,88	1,00	117,86	0,03	0,00	0,02	2,69	3,91	211,07	63,60
29	54,06	6,10	30,99	39,30	92,68	6,61	38,49	0,37	546,20	44,54	1,00	117,89	0,03	0,01	0,02	2,75	4,03	213,71	65,10
30	55,18	6,21	31,30	39,72	93,50	6,62	38,63	0,37	566,11	44,55	1,07	121,37	0,03	0,01	0,02	2,77	4,06	215,43	67,72
31	56,26	6,25	32,57	40,01	93,80	6,63	38,80	0,41	570,24	45,62	1,07	123,22	0,03	0,01	0,02	2,78	4,09	218,50	67,78
32	56,78	6,29	33,69	40,36	94,58	6,65	38,80	0,46	592,80	45,64	1,07	123,45	0,03	0,01	0,02	2,78	4,21	220,26	70,29
33	56,82	6,30	34,15	40,97	94,69	6,69	40,12	0,46	598,56	46,36	1,08	127,69	0,03	0,01	0,02	2,83	4,27	220,78	70,39
34	57,15	6,32	34,45	41,48	94,77	6,78	40,28	0,54	613,33	47,17	1,08	130,25	0,03	0,01	0,02	2,87	4,35	224,00	71,13
35	58,32	6,39	34,51	41,49	94,77	6,83	40,78	0,54	613,42	48,41	1,10	133,13	0,03	0,01	0,02	2,88	4,37	224,28	72,40
36	58,53	6,64	34,72	42,40	95,31	6,95	41,04	0,55	620,12	49,33	1,10	135,31	0,03	0,01	0,02	2,88	4,40	225,00	73,30
37	62,24	6,82	35,57	44,02	96,02	6,98	43,58	0,62	620,40	53,77	1,10	136,57	0,04	0,01	0,03	2,90	4,48	228,00	73,44
38	62,36	7,09	36,51	44,90	96,90	7,09	44,99	0,70	624,30	55,21	1,10	137,86	0,04	0,01	0,03	2,91	4,50	228,32	75,31
39	71,65	7,21	36,69	44,92	97,34	7,23	46,06	0,70	633,66	57,37	1,20	140,13	0,04	0,01	0,03	2,96	4,54	232,57	75,31
40	74,78	7,37	37,47	46,11	97,66	7,37	46,19	0,73	638,86	59,53	1,20	156,10	0,04	0,01	0,03	2,97	4,56	233,53	75,31
41	75,58	7,44	38,10	47,49	97,88	7,59	46,47	0,80	650,21	59,94	1,20	158,54	0,04	0,01	0,04	2,97	4,58	234,44	76,99
42	78,35	7,45	39,35	47,50	98,67	7,72	47,05	0,80	658,82	60,77	1,20	162,43	0,04	0,01	0,04	3,07	4,69	239,88	77,17
43	80,08	7,52	40,27	49,69	99,29	7,77	47,30	0,80	661,11	63,09	1,25	164,35	0,05	0,01	0,04	3,08	4,93	245,09	78,74
44	80,82	7,60	40,70	49,93	100,44	7,79	49,30	0,82	682,35	74,32	1,26	170,86	0,05	0,01	0,04	3,10	4,99	245,71	80,31
45	82,73	7,78	41,95	50,10	103,36	7,80	49,48	0,86	688,64	82,51	1,30	178,54	0,05	0,01	0,05	3,14	5,06	249,43	82,86
46	84,69	7,83	42,16	51,43	105,41	7,80	51,74	0,90	708,88	89,49	1,36	188,35	0,05	0,01	0,05	3,16	5,08	250,29	90,00

Tabla 34. Promedios y rangos de química sanguínea en caninos hembras con una dieta mixta. (continuación)

#	FA	GGT	AST	ALT	GLU	PT	URE	AU	AMI	LIP	CRE	CK- NAC	BT	BD	BI	ALB	GLO	COL	TRI
47	85,36	8,01	43,13	51,60	105,57	7,94	52,77	0,91	710,78	103,95	1,38	190,58	0,06	0,01	0,05	3,32	5,16	251,44	104,73
48	90,71	8,14	44,13	52,43	105,75	7,94	54,21	0,97	739,16	108,20	1,41	212,47	0,07	0,01	0,06	3,33	5,22	252,43	105,44
49	96,35	8,29	44,53	57,25	111,00	8,02	56,13	1,04	753,39	111,24	1,46	317,07	0,08	0,02	0,07	3,37	5,24	256,07	110,46
50	100,10	8,31	45,22	58,30	115,62	8,18	56,57	1,07	755,26	123,27	1,74	352,80	0,08	0,02	0,07	3,39	5,27	260,57	115,48
51	106,43	8,33	45,48	64,82	118,23	8,40	56,83	1,08	756,90	278,26	1,80	363,43	0,10	0,02	0,09	3,40	5,32	268,40	119,68
52	109,91	8,56	46,63	65,98	119,03	8,40	58,36	1,08	765,12	328,44	1,82	365,52	0,12	0,02	0,10	3,40	5,34	278,39	120,00
53	125,31	8,66	49,95	67,63	120,53	8,67	62,48	1,10	766,66	329,99	2,57	373,03	0,13	0,02	0,12	3,45	5,53	291,33	132,99
54	216,52	10,70	51,84	69,00	126,99	8,69	62,50	1,18	767,89	454,57	2,89	390,64	0,24	0,02	0,23	3,56	5,97	297,11	147,24
55	240,11	14,56	52,25	74,40	172,12	8,87	63,46	1,36	771,42	863,68	3,27	394,06	0,30	0,04	0,28	4,28	6,15	305,20	172,38
RANGO	196,66	11,12	27,00	44,42	95,09	2,69	34,16	1,08	371,42	835,28	2,53	305,00	0,28	0,04	0,27	1,90	2,63	139,49	118,79
MEDIA	92,54	7,65	38,70	49,17	104,18	7,32	47,24	0,76	640,42	174,89	1,49	213,58	0,08	0,01	0,07	3,02	4,69	235,64	93,36



Foto 2. Colocación del espécimen en los tubos de ensayo



Foto 1. Realización del hemograma.



Foto 4. Adición del reactivo para las pruebas de cinética

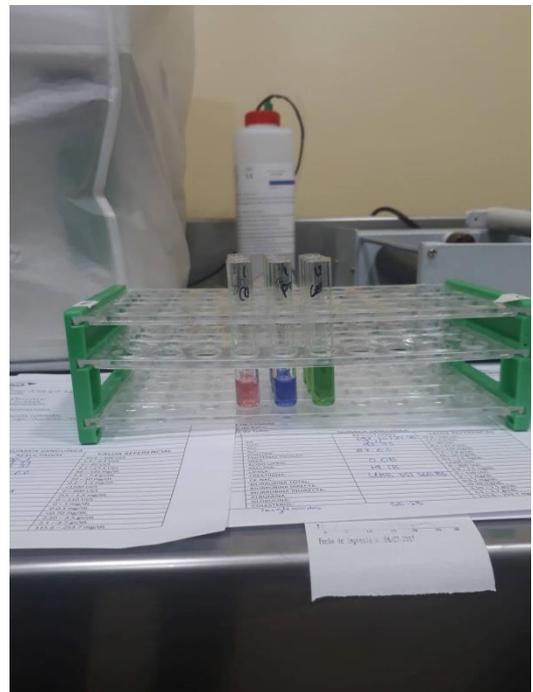


Foto 3. Coloración de los analitos por el método de punto final



Foto 5. Contador automático hematológico y equipo de bioquímica húmeda (espectrofotómetro).