

2008

Determinación de parámetros hematológicos en un grupo de felinos domésticos de Bogotá D.C

Tatiana Poveda Carvajal
Universidad de La Salle, Bogotá

Paula Camila Rojas Gámez
Universidad de La Salle, Bogotá

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



Part of the [Small or Companion Animal Medicine Commons](#)

Citación recomendada

Poveda Carvajal, T., & Rojas Gámez, P. C. (2008). Determinación de parámetros hematológicos en un grupo de felinos domésticos de Bogotá D.C. Retrieved from https://ciencia.lasalle.edu.co/medicina_veterinaria/66

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

**DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS EN UN GRUPO DE
FELINOS DOMÉSTICOS DE BOGOTÁ D.C.**

**TATIANA POVEDA CARVAJAL
PAULA CAMILA ROJAS GÁMEZ**

**UNIVERSIDAD DE LA SALLE
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
BOGOTÁ D.C.
2008**

**DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS EN UN GRUPO DE
FELINOS DOMÉSTICOS DE BOGOTÁ D.C.**

**TATIANA POVEDA CARVAJAL COD. 14021106
PAULA CAMILA ROJAS GÁMEZ COD. 14021041**

**Trabajo de grado presentado como parte de los requisitos
para optar por el título de Médico Veterinario**

**UNIVERSIDAD DE LA SALLE
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
BOGOTÁ D.C.**

**2008
ACEPTACIÓN**

DIRECTOR

Dr. Pilar Calvo

JURADO

Dr. Francisco Olea

JURADO

Dr. Rafael Sarmiento

SECRETARIA ACADÉMICA

Dra. Maria Teresa Uribe Mallarino

DIRECTIVOS

RECTOR **Hno. Carlos Gabriel Gómez Restrepo**

VICERRECTOR ACADÉMICO **Hno. Fabio Humberto Coronado Padilla**

VICERRECTOR DE PROMOCIÓN Y DESARROLLO HUMANO **Hno. Carlos Alberto Pabón Meneses**

VICERRECTOR ADMINISTRATIVO **Dr. Mauricio Fernández Fernández**

VICERRECTOR DE INVESTIGACIÓN Y TRANSFERENCIA **Dr. Manuel Cancelado Jimenez**

DECANO DE LA FACULTAD **Dr. Pedro Pablo Martínez Méndez**

SECRETARIO ACADÉMICO **Dra. Maria Teresa Uribe Mallarino**

DIRECTOR CLÍNICA VETERINARIA **Dr. Juan Pablo Pineda Mendez**

COMPROMISO

El presente trabajo de investigación no contiene ideas que de una u otra forma, sean contrarias a la Iglesia Católica, en cuanto a su doctrina, dogma y moral.

Las ideas aquí expuestas no son responsabilidad, del director del proyecto de investigación, de los jurados ni de la Universidad de La Salle, son opiniones de libre expresión de los autores y directos responsables del escrito.

DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS EN UN GRUPO DE FELINOS DOMÉSTICOS DE BOGOTÀ D.C.

RESUMEN

Las pruebas hematológicas hoy en día, son una parte esencial de la evaluación diagnóstica, asistencia nutricional y de medicamentos e incluso para el desarrollo de un gran número de estudios, convirtiéndose en el análisis más común en los laboratorios en la medicina de pequeños animales; además, el aumento en la disponibilidad de instrumentos semiautomáticos y automáticos para el análisis hematológico, es otro de los factores que incrementa el uso de éste método diagnóstico.

Los gatos al igual que los perros, poseen un amplio rango de patologías hematológicas en comparación con otras especies, de manera que hacer un diagnóstico hematológico es particularmente importante en la medicina de pequeños animales. Por lo tanto, es necesario realizar una investigación de campo, que ayude a determinar los intervalos hematológicos normales en un grupo de gatos domésticos de la ciudad de Bogotá D.C., con el fin de establecer una fuente de referencia en los laboratorios de la ciudad, ya que éstos se basan únicamente en valores de estudios realizados en otros países, donde las condiciones de tenencia, bienestar y medio ambiente en el que se encuentran los animales difiere notoriamente al nuestro.

En el trabajo experimental del presente proyecto fueron usados 152 animales, número determinado en base a la “población de gatos domésticos en la ciudad de

Bogotá D.C, la cual se estima en 144928 felinos”¹.

El muestreo sanguíneo se llevó a cabo en gatos totalmente sanos, y a la sangre obtenida se le realizó un perfil hematológico, utilizando un método de cuantificación automatizada, el cual reveló conteo eritrocitario, hemoglobina, hematocrito, volumen corpuscular medio, concentración de hemoglobina corpuscular media, hemoglobina corpuscular media, y conteos leucocitarios. Se realizó corrección manual de los recuentos diferenciales en lámina.

Es importante resaltar que el objetivo principal del presente proyecto se basó en realizar una determinación de los intervalos hematológicos de los felinos en Bogotá D.C, aclarando que la interpretación del perfil hematológico es una ayuda diagnóstica, la cual idealmente debe ser acompañada de química sanguínea, urianálisis, historia clínica y hallazgos en el examen clínico por parte del Médico Veterinario.

Los resultados obtenidos a través de los perfiles hematológicos realizados a las muestras sanguíneas de los gatos muestreados, fue tabulada y analizada estadísticamente con el fin de cumplir con el objetivo principal del presente estudio.

De éste estudio se obtuvo como resultado que los intervalos hematológicos de los felinos domésticos de Bogotá D.C. son similares a los establecidos en otros estudios realizados en diferentes países.

Los intervalos obtenidos fueron los siguientes: Glóbulos blancos $10^3/\mu\text{l}$ (6,00 – 16, 21), Linfocitos $10^3/\mu\text{l}$ (0,74 – 6,40), Células intermedias $10^3/\mu\text{l}$ (-0,22 –

¹ CONCEJO DE BOGOTÁ. Acuerdo numero no. 240 de 2007 "por el cual se define la política distrital para el manejo de mascotas y su control zoonotico" Disponible en internet en: <http://www.alcaldiabogota.gov.co/sisjur//normas/Norma1.jsp?i=23995>. 2007. Bogotá.

1,54), Granulocitos $10^3/\mu\text{l}$ (3,33 – 10,58), Glóbulos rojos $10^6/\mu\text{l}$ (7,11 – 11,56), Hemoglobina g/dl (9,33 – 14,08), Hematocrito % (29,10 – 44,20), Volumen corpuscular medio fl (36,53 – 42,81), Amplitud de eritrocitos % (21,1171053), Hemoglobina corpuscular media pg. (11,29 – 14,10), Concentración media de hemoglobina corpuscular g/dl (29,15 – 34,89), Plaquetas $10^3/\mu\text{l}$ (263,429 – 420,391), Plaquetocrito % (<0,69), Volumen plaquetario mínimo fl(8,19 – 12,30), Amplitud de las plaquetas% (30,29 – 41,99), Neutrófilos% (58,38 – 77,08), Linfocitos% (19,73 – 37,12), Monocitos% (<3,14), Bandas% (Escasas), Basófilos% (<0,40), Eosinófilos% (0,03 – 4,45).

PALABRAS CLAVES: Muestra sanguínea, Perfil hematológico, Determinación.

DETERMINATION OF HEMATOLOGIC PARAMETERS IN A GROUP OF DOMESTIC CATS OF BOGOTÀ D.C.

ABSTRACT

The hematologic tests nowadays, are an essential part of the diagnostic evaluation, nutritional assistance, for drug administration and even for the development of a great number of studies; turning into the most common analysis into the laboratories and medicine of small animals; in addition, the increase in the availability of semiautomatic and automatic instruments for the hematologic analysis, increases the uses of this one diagnostic method.

The cats as the dogs, possess a wide range of hematologic pathologies in comparison with other species, so that to do a hematologic diagnosis is particularly important in the medicine of small kinds. Therefore, it is necessary to realize a field research, which helps to determine the hematologic normal interval of domestic cats of the city of Bogota D.C., in order to establish them as reference in the laboratories of the city, since these base on values of studies realized in other countries, where the conditions of possession, well-being and environment in the one that the animals are it defers glaringly our one.

In the experimental work of this project, were used 152 animals, certain number based on the "population of domestic cats in the city of Bogota D.C, which is estimated at 144,928 cats."¹.

The blood sampling was conducted in perfectly healthy cats, and the blood collected will be conducted a blood profile using a method of automated quantifying which revealed erythrocyte count, hemoglobin, hematocrit, means

¹ CONCEJO DE BOGOTÀ. Acuerdo numero no. 240 de 2007 "por el cual se define la política distrital para el manejo de mascotas y su control zoonotico" Disponible en internet en: <http://www.alcaldiabogota.gov.co/sisjur/normas/Norma1.jsp?i=23995>. 2007. Bogotá.

corpuscular volume, mean cellular hemoglobin concentration, mean cellular hemoglobin, and leucocitary counting; latter analysis is correlated with a manual correction.

It is important to bounce that the main objective of this project was based on conduct a determination of blood ranges from cats in Bogota DC, clarifying that the interpretation of hematological profile is a diagnostic aid, which ideally should be accompanied by blood chemistry, urinary analysis, clinical history and findings on clinical examination by the veterinarian.

The results obtained through the profiles hematological made to the blood samples of cats sampled, was tabulated and analyzed statistically to meet with the principal objective of this study.

From this study was obtained as a result that the intervals of hematological domestic cats in Bogota DC are similar to those established in other studies in different countries.

Intervals obtained were as follows: White blood cells $10^3/\mu\text{l}$ (6.00 - 16, 21), Lymphocytes $10^3/\mu\text{l}$ (0.74 - 6.40), immature cells $10^3/\mu\text{l}$ (-0.22 - 1.54), Granulocytes $10^3/\mu\text{l}$ (3.33 - 10.58), red blood cells $10^6/\mu\text{l}$ (7.11 - 11.56), haemoglobin g / dl (9.33 - 14.08), haematocrit % (29.10 - 44.20), Means corpuscular volume (36, 53 to 42.81), Median corpuscular hemoglobin pg. (11.29 - 14.10), erythrocyte % (21,1171053 Mean concentration of hemoglobin corpuscular g / dl (29.15 - 34.89), platelets $10^3/\mu\text{l}$ (263,429 to 420,391), thrombocrit % (<0,69), minimum volume platelet fl (8.19 - 12.30), Platelet % (30.29 - 41.99), neutrophils% (58.38 - 77.08), Lymphocyte (19.73 - 37.12), monocytes % (<3.14), bands (Few), basophils % (<0.40), eosinophils % (0.03 - 4.45).

KEY WORDS: Blood profile, Blood sampling, Standardization.

INTRODUCCION

Debido a la importancia que tienen hoy en día los perfiles hematológicos veterinarios en todas las especies, principalmente en caninos y felinos, como ayuda diagnóstica y objeto de diversos trabajos investigativos en Colombia; se hace necesaria la determinación éstos, principalmente en la ciudad de Bogotá D.C., la cual posee una de las mayores poblaciones de felinos del país.

“La población total de gatos domésticos en Bogotá para el año 2005 es del 144.928 gatos aproximadamente, lo que significa una relación de prácticamente un gato por cada 50 habitantes”², el presente estudio investigativo se realizó en 152 felinos, provenientes del Centro de tenencia y adopción de caninos y felinos, donde muestreamos animales que presentaron buen estado de salud, el cual se corroboró mediante un examen clínico, donde se evaluaron constantes fisiológicas (frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria, temperatura, pulso, tiempo llenado capilar, color de las mucosas), examen físico de sistemas, respiratorio, locomotor, tegumentario, cardiaco, digestivo (palpación abdominal), genitourinario, ojos, oído, etc.

Puesto que miles de células son evaluadas en cada muestreo, el uso de un contador de células automatizado generalmente resulta muy efectivo ya que tiene mayor precisión que las técnicas manuales. De manera que el análisis hematológico de las muestras que fueron objeto de estudio, se realizó usando un sistema automatizado de conteo de células y una corrección manual.

²CONCEJO DE BOGOTÁ. Acuerdo numero no. 240 de 2007 "por el cual se define la política distrital para el manejo de mascotas y su control zoonotico" Disponible en Internet: <http://www.alcaldiabogota.gov.co/sisjur/normas/Norma1.jsp?i=23995>. 2007. Bogotá.

Si bien, el objetivo principal del presente estudio se enfocó en la determinación de los intervalos hematológicos en un grupo de gatos domésticos de la ciudad de Bogotá, es importante resaltar el papel del médico veterinario en la interpretación de esos resultados con base en la exploración clínica acompañado de otras pruebas alternas, además teniendo presente la variabilidad de la definición normal para cualquier tipo de resultados, ya que los rangos hematológicos son determinados en animales sanos con procedimientos específicos para la toma de la muestra, manipulación y métodos analíticos y estadísticos específicos.

“Debido al incremento en el número de pruebas hematológicas y químicas realizadas por practicantes veterinarios, se hace evidente la importancia de incluirlas como parte de la rutina del examen animal y como ayuda diagnóstica.”³
“Con el incremento del desarrollo de hematología y química sanguínea se ha hecho necesario el uso de métodos de análisis rápidos y automatizados”⁴ y el uso de varios sitios de venopunción.

³ KNOLL J. S., ROWELL S. L. Clinical hematology in clinic analysis, quality control, reference values and system selection. USA. Veterinary Clinics of North America Small Animal practice. Volume: 26. 1996. 981-1002 p.

⁴ TVEDTEN H., KORCAL D. Automated differential leukocyte count in horses, cattle and cats using the Technicon H-1E hematology system. Michigan, USA. Veterinary Clinics Pathology. Volume 25. 1996. 14-22 p.

1. OBJETIVOS

1.1. OBJETIVO GENERAL

Realizar una determinación de los intervalos hematológicos normales por medio de la recolección y análisis de muestras de sangre de gatos domésticos sanos, identificando los diferentes factores que puedan influir en los resultados obtenidos en la ciudad de Bogotá D.C.

1.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Recolectar muestras de animales sanos con el fin de realizar un análisis hematológico de las mismas.

Realizar un reporte de los datos recogidos con el fin de establecer los rangos hematológicos normales de un grupo de gatos de la ciudad de Bogotá D.C.

Identificar los factores que influyen en los resultados obtenidos de las pruebas hematológicas realizadas.

2. MARCO TEÓRICO

2.1. MANEJO DEL PACIENTE FELINO

2.1.1. Particularidades conductuales de los felinos

Los pacientes felinos, en muchas ocasiones, requerirán de un manejo especial para llevar a cabo algún procedimiento. Es primordial trabajar en un ambiente tranquilo desde un comienzo para hacer más fácil su manejo, y evitar toda situación de stress, incluso en pacientes debilitados, debido a que la liberación de catecolaminas puede ser fatal para el paciente. Esto se puede realizar mediante un trato amable, incluso a veces es necesario premedicar al paciente para evitar situaciones de riesgo. Para pacientes muy agresivos es primordial la premedicación para luego fijar una vía de administración de la terapia farmacológica, anestesia y desarrollo del procedimiento. En caso de pacientes aún más agresivos, es necesario utilizar la inducción con gases utilizando una cámara especial.

“Es importante referirse también a las peculiaridades que tienen los felinos para expresar el dolor producido por diversos procedimientos o injurias. Ellos son un poco más tranquilos que los perros en la expresión del dolor, sin embargo, esto no significa en ningún caso que no lo padezca. La mayoría de los pacientes felinos pueden lamer, morder o rascar el lugar que es origen del dolor, presentar resistencia al movimiento, y movimientos rígidos. Generalmente maúllan, gimen o ronronean. En dolores agudos se observan decúbito esternal, con la cabeza gacha, quietos, mirando un punto fijo, tratando de esconderse, y renuentes al

manejo. Suelen ubicarse en la parte de atrás de sus jaulas, no usan sus cajas de arena y están anoréxicos, lo cual retarda la recuperación”⁵.

2.1.2 Cuadro de stress en el felino

“El estrés emocional es común en los animales al presentarse ante el veterinario. Ellos son transportados del ambiente de la casa a una situación en donde se presentan personas extrañas, olores, sonidos y otros animales desconocidos, a veces la presencia de perros que generan una sensación de amenaza constante. Estos cambios pueden inducir una descarga de epinefrina que a su vez causa un incremento en la glucosa sanguínea y los linfocitos (especialmente en el gato), con una consecuente leucocitosis y neutrofilia. Si el estrés esta acompañado con una descarga endógena de glucocorticoides, se presenta un “leucograma de estrés”, caracterizado por una neutrofilia madura, linfopenia y eosinopenia. La respuesta es más acentuada en gatos a causa de un gran “charco” de neutrófilos marginados.”⁶

Otro factor predominante en los gatos es una linfocitosis marcada, probablemente como consecuencia de una alteración temporal de la recirculación de linfocitos, lo que podría simular una leucemia linfocítica”.⁷

2.1.3 Uso de xilacina en gatos

“Se puede clasificar como analgésico con actividad relajante muscular, su uso en felinos es amplio, dentro de los efectos secundarios se encuentra el emético, común en gatos”⁸, otro efecto secundario es la depresión del centro

⁵ GOICH, Mariela, TOLEDO, María Fernanda. Consideraciones anestésicas en felinos. (2005) Disponible en Internet: <http://www.medicinafelina.cl/articulos/anestesia/anestesiaengatos.pdf> Chile.

⁶ MEYER, Denny. HARVEY, John. Veterinary laboratory medicine interpretation and diagnosis. Tercera edición. USA. Saunders. 2004. 4 p.

⁷ Ibid. 5p.

⁸ BOTANA, Luis Miguel. Farmacología y terapéutica veterinaria. Primera edición. Madrid – España. Editorial McGraw Hill. 2002. 166p.

termorregulador, lo que induce a una hipotermia marcada, aumento inicial de la presión arterial, seguido por una etapa de hipotensión prolongada. “También se observa bradicardia sinusal y bloqueos AV, y en dosis altas puede provocar depresión respiratoria, estos efectos son dosis dependiente, pudiendo ser evitados administrando dosis menores. Sin embargo este fármaco tiene antagonista en caso de encontrarse efectos indeseables, lo cual es una gran ventaja. En felinos se puede usar yohimbina, o también doxapram. Su metabolismo es hepático y sus metabolitos se eliminan por la orina. El periodo total de sedación puede ser entre 3-10 hrs. La dosis recomendada en felinos es de 0.1-0.5mg/Kg IV o 0.5-1mg/Kg IM, además puede usarse en gatos muy agresivos por vía oral”.⁹

2.1.4 Correlación de valores sanguíneos por efecto de estrés y fármacos

La situación que enfrentan una gran cantidad de nuestros pacientes ante un "simple" procedimiento de toma de muestra de sangre, es de estrés.

Efectivamente las acciones sucesivas de acercamiento del operador, captura, sujeción, administración de fármacos tranquilizantes (si corresponde), depilación y finalmente la obtención de la muestra misma, causa diferentes niveles de estrés, cuyo efecto dependerá solamente del paciente y de la forma con que se ha procedido en cada una de estas etapas. Por cierto que si se presenta dolor, el estrés puede alcanzar una mayor intensidad.

“Se sabe que el estrés influye sobre el sistema inmune. Se ha establecido que existe una comunicación bidireccional entre los sistemas nervioso y endocrino e inmune a través de receptores comunes y de sustancias biológicamente activas tales como citoquinas y neuropéptidos, lo que demuestra el efecto regulatorio directo del primero sobre el segundo.

⁹ GOICH, Op.cit.

Como parte de la reacción de estrés, se producen catecolaminas (adrenalina, noradrenalina), que generan ajustes circulatorios y metabólicos, dentro de los primeros cabe destacar una importante acción de la adrenalina, como es la de provocar la contracción del bazo en varias especies animales. El bazo, entre muchas de sus funciones (hematopoyesis, filtración sanguínea / fagocitosis, remodelado eritrocitario, remoción de inclusiones intraeritrocíticas, metabolismo del hierro y otras asociadas al sistema inmunológico), es un lugar de almacenamiento de eritrocitos y, en algunas especies, puede almacenar hasta el 25% de los glóbulos rojos totales del cuerpo. Entonces su contracción podría liberar una importante cantidad de glóbulos rojos a la circulación. Se trata de una reacción fisiológica normal, ya que suministra a la sangre una mayor capacidad de transporte de oxígeno para afrontar una situación de "urgencia".

En caso de estrés, por esta vía se elevarán artificialmente el recuento de glóbulos rojos, el hematocrito y la concentración de hemoglobina en las muestras de sangre obtenidas de animales conscientes. En el felino, el bazo tiene vasos de paredes delgadas, revestidos por un endotelio escamoso plano que deja brechas por las cuales escapan las células sanguíneas. Además, las vénulas pulpares tienen sus extremos abiertos en sus orígenes, por lo cual el bazo felino se considera no sinusoidal, la estructura descrita le otorga a este órgano una gran capacidad de almacenamiento de sangre. Por esto, el bazo libera eritrocitos hacia la circulación tanto en situaciones de ejercicio intenso, como en casos de hemorragia o hemólisis aguda. Esta es la razón, también, por la cual el hematocrito empieza a declinar sólo después de varias horas de ocurrido un episodio hemorrágico.

Además, se conoce el efecto de fármacos sedantes y anestésicos generales, varios de los cuales se utilizan en la actualidad con frecuencia, y tienen una acción directa sobre la relajación de la cápsula esplénica con el consiguiente "atrapamiento" de glóbulos rojos. Este efecto no siempre se tiene presente cuando en la práctica se realiza el análisis de los datos que entregan los

laboratorios clínicos. En los felinos, el efecto de varios fármacos con efecto sedante se mantiene por un período de 30-40 minutos y durante ese lapsus, el recuento eritrocitario en circulación se mantiene disminuido.

Cuando la relajación esplénica es completa (como puede ocurrir en un procedimiento que utilice un sedante/anestésico), el recuento de hematíes se mantiene en un nivel bajo constante y el animal puede aparecer incluso presentando "anemia". Al retornar la conciencia, y la normalidad del tono del músculo liso esplénico se recupera el recuento de hematíes.

Dentro de los fármacos que provocan esta relajación esplénica se encuentran los derivados promacínicos (acepromacina, clorpromazina, propionilpromacina), xilacina y gran variedad de barbitúricos.

En los pacientes con patologías donde los valores de glóbulos rojos son importantes para evaluar un proceso o determinar el pronóstico, y es preciso utilizar algún nivel de sedación, habría que estandarizar el tiempo entre la administración de algún fármaco sedante y la obtención de la muestra. Probablemente también habría que realizarlo a una dosis fija o estándar (ya sea en términos de mg/kg de peso o de mg/m^2)¹⁰.

2.2. PROCEDIMIENTOS

2.2.1. Forma de inmovilización

“Ubicar el gato en el borde de una mesa, sostener los brazos debajo del borde de ésta, inclinar el cuello hacia atrás con la nariz hacia arriba; con el fin de formar un

¹⁰ FREIRE, Eduardo. Corrección de valores sanguíneos por efecto estrés y farmacológico. Disponible en Internet: <http://www.mevepa.cl/modules.php?name=News&file=article&sid=473>. Chile.

plano vertical entre éstos dos puntos. Cortar el pelo en la zona de la yugular y preparar para la venopunción”.¹¹

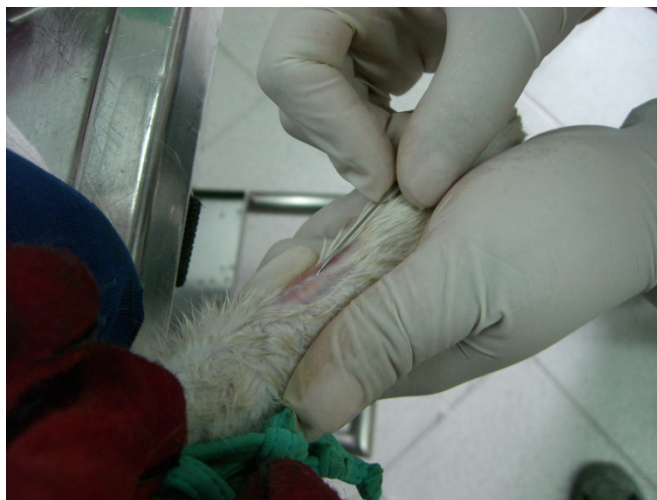
Figura 1 .Venopunción vena yugular



Fuente. DAY, Michael y colaboradores. Manual of canine and feline haematology and transfusion medicine. (2000)

En la vena cefálica también es posible efectuar una venopunción, inmovilizando al animal por medio de una manta que recubra completamente su cuerpo, dejando libre la mano de la cual se extraerá la sangre, realizando un torniquete en la zona proximal del brazo con el fin de exponer la vena y así tomar la muestra.

Figura 2. Venopunción vena cefálica



Fuente. Archivo personal

¹¹ DAY, Michael; MACKIN, Andrew. Manual of canine and feline haematology and transfusion medicine. Primera edición Londres. 2000. 3 p.

2.2.2. Toma de muestra de sangre

“Como es de saberse, un examen hematológico (exploración hematológica, perfil hematológico, recuento sanguíneo) requiere sangre en su forma líquida. Transcurridos 2 a 5 minutos de la extracción de una muestra de sangre (o siempre que la sangre se encuentre con una sustancia que no sea el endotelio de los vasos sanguíneos), esta comenzará a condensarse, o a formar un coágulo. Para prevenir la formación de éste, la sangre es recolectada dentro de un tubo con un apropiado anticoagulante con el fin de que las células queden en suspensión. El EDTA (ácido etilendiaminotetraacético), es el anticoagulante más frecuentemente utilizado en la hematología de rutina, pero existen diversos tipos de anticoagulantes disponibles, cada uno de los cuales presenta distintas ventajas. El mecanismo de acción es que previene la coagulación formando complejos con el Ca^{++} , sin embargo pueden ocurrir cambios morfológicos, de manera que las muestras deberían ser preparadas inmediatamente después del sangrado, o máximo una hora después.”¹²

“En general, la cantidad de sangre que puede recolectarse de manera segura para un muestreo, es el 1% del peso total del gato evaluado.”¹³

“Para que el diagnóstico sea válido, una muestra de sangre debe reflejar claramente el impacto del proceso patológico en las células sanguíneas y las plaquetas. La composición de la sangre está cambiando constantemente como respuesta rápida a cambios fisiológicos como la contracción esplénica. Estos procesos inducen rápidamente estrés en el animal en el momento de la muestra y pueden producir alteraciones fisiológicas que pueden confundir la interpretación del perfil hemático.

¹² JAIN, Nemi C. Essentials of veterinary hematology. Quinta edición Filadelfia, USA. Editorial Blackwell publishing. 1993. 1p.

¹³ THRALL, Mary Anna. Veterinary hematology and clinical chemistry. Décima edición. Editorial Lippincott Williams & Wilkins. USA. 2004. 211p.

El uso de mecanismos pediátricos para recolección intravenosa de la vena yugular o cefálica en gatos, ofrece numerosas ventajas prácticas a diferencia de la manera tradicional de realizar los muestreos: es requerida mínima restricción, riesgo mínimo de daño serio al gato, la incomodidad asociada con la venopuntura se reduce por el uso de un menor diámetro de las agujas, se extraen pequeños volúmenes (200 microlitos) de sangre; y el riesgo de colapso de la vena o hematoma es bajo.¹⁴ “Sin embargo debería usarse una aguja tan grande como sea posible para aumentar la velocidad de extracción y limitar el daño celular. Las agujas pequeñas aumentan la hemolisis, los tamaños apropiados para gatos son de 20-21G”.¹⁵

2.2.2.1. Errores potenciales de la extracción

La obtención y manipulación descuidada o incorrecta de la muestra de sangre puede dañar las membranas celulares, causando una hemolisis de los glóbulos rojos y una ruptura y deformación de los glóbulos blancos, que hará la muestra indescifrable. Algunos de los errores más comunes en la extracción y recolección de la sangre, que se deberían evitar son:

- Aspiración rápida y forzada de la sangre, especialmente si el calibre de la aguja es menor que 22.
- Introducir la sangre en un segundo recipiente a través de la aguja. Deben extraerse la aguja y el tapón para verter la sangre cuidadosamente en el recipiente.

¹⁴ REYNOLDS, BS. BOUDET, KG. Comparison of a new device for blood sampling in cats with a vacuum tube collection system - plasma biochemistry, haematology and practical usage

¹⁵ BUSH, Maria Eugenia. Interpretación de los análisis de laboratorio para clínicos de pequeños animales. Primera edición. Ediciones S. Barcelona - España .1999.

- Extraer poca sangre para la cantidad de anticoagulante, provocará errores en la dilución o deterioro directo de las células producidos por una alta concentración de anticoagulante.
- Una extracción demasiado lenta, o un retraso en la adición de anticoagulante, provocara el espesamiento de las plaquetas y la formación de coágulos.
- Dilución incompleta o incorrecta del anticoagulante . El tubo deberá rotarse suave pero uniformemente, de modo manual, por medio de un rotor automático o también puede hacerse rodar sobre una superficie plana .
- Ejercer sobre el tubo una excesiva fuerza física, como agitarlo, sacudirlo o dejarlo caer.
- Permitir que la muestra se sobrecaliente o se hiele.
- Mantener la muestra a temperatura ambiente demasiado tiempo, permitiendo la degeneración de las células (autolisis). Si no puede prepararse la muestra en el espacio de una hora desde su obtención, debe refrigerarse para obtener óptimos resultados.

En cuanto a las técnicas de cuantificación automatizadas:

- “Solo pueden medir el número y tamaño de las células por lo cual no hace una buena diferenciación de las mismas.
- Los eritrocitos nucleados pueden confundirse con el recuento de leucocitos generando un margen de error del 1%.
- Los instrumentos no pueden distinguir entre células sanguíneas y las partículas de desecho
- Los recuentos efectuados con el contador electrónico son inexactamente bajos en las muestras de sangre que muestran marcada tendencia a la aglutinación de los hematíes; también introducen un factor de error los microcoágulos.

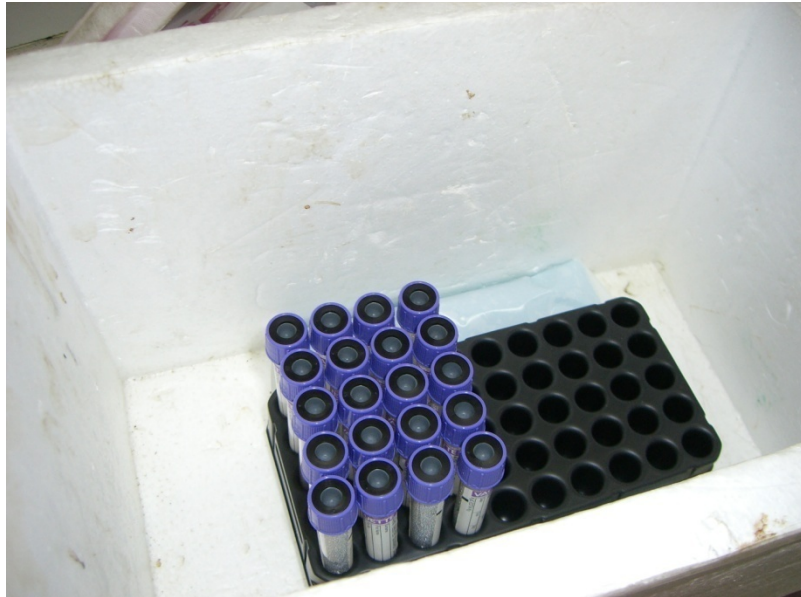
- La leuquergia (aglutinación inespecífica de los leucocitos) y los leucocitos frágiles producen recuentos electrónicos erróneamente bajos
- Puede ocurrir que mientras se realiza el recuento de glóbulos blancos, se cuenten también plaquetas anormalmente grandes (macroplaquetas) o acúmulo de las mismas, especialmente en la sangre de gato.¹⁶

2.2.3. Manejo de la muestra de sangre: frotis de sangre y tinciones

2.2.3.1. Manejo de la muestra de sangre

“La muestra de sangre debe procesarse lo más rápido posible a la recolección. Si la muestra no va a ser procesada inmediatamente, está deberá ser refrigerada a 4°C y estudiada en un lapso no mayor de 12 a 24 horas.

Figura 3. Refrigeración de las muestras



Fuente: Archivo personal

¹⁶ FELDMAN, Bernard. Schalm's Veterinary hematology. Quinta edición. Canadá. 2000. 5-7 p.

La muestra de sangre debe mezclarse antes de que una porción sea removida del tubo, ya que éste proceso ayuda a prevenir trauma físico a los glóbulos rojos. Las láminas deberían examinarse inmediatamente después de la recolección. Los leucocitos pueden degenerarse en sangre que lleva mucho tiempo de tomada o que es expuesta a altas temperaturas ambientales antes de que las láminas hayan sido realizadas”¹⁷.

2.2.3.2. Anticoagulantes

La coagulación en las muestras de sangre se previene mediante el uso de queladores del ion calcio (Acido Etilendiaminotetracitico; EDTA y citrato), o heparina en los tubos colectores. El EDTA es el anticoagulante preferido para un recuento completo de sangre. Una dilución mínima de la muestra ocurre después de mezclar la sangre con el EDTA, y los frotis sanguíneos realizados con ésta presentan resultados óptimos para el análisis de las mismas. En algunas especies como aves y reptiles el EDTA genera hemólisis por lo cual se usa heparina. La desventaja de esta es que los leucocitos no se mantienen bien y las plaquetas colapsan más de lo que lo hacen en la sangre colectada con EDTA.

El citrato es el anticoagulante preferido para la recolección de plasma para los test de coagulación y para la colección de plaquetas para los test de funcionalidad plaquetaria. Las muestras recogidas son diluidas con solución de citrato al 10%. El citrato es también el típico anticoagulante usado en muestras de sangre y almacenamiento para transfusiones.

La actividad de la Heparina en la antitrombina III acelera la inhibición de la trombina en antitrombina III, así mismo inhibiendo la coagulación. Los factores de la coagulación VII, IXa, Xa y XIa aparentemente también son inhibidos por el complejo antitrombina III - Heparina. La litio-Heparina es utilizada como

¹⁷JAIN.,Op.Cit., 2 p.

anticoagulante cuando el plasma es usado para química sanguínea. La heparina también se adiciona a soluciones salinas isotónicas, usadas para limpiar los catéteres intravenosos, y puede ser inyectada para inhibir la coagulación sanguínea *in vivo*.¹⁸

“Con los anticoagulantes líquidos o en solución debe tenerse en cuenta que diluyen la sangre, a efectos de determinaciones cuantitativas. Los preparados en polvo o cristalizados no modifican el volumen de la muestra.

Aunque parezca muy práctico hacer la sangre incoagulable para conservarla durante cierto tiempo, no por ello debe creerse que todos los elementos sanguíneos formes, en especial las células, pueden mantenerse indefinidamente. La mayor parte de los leucocitos se alteran en su morfología y tinción en pocas horas, siendo difícil diferenciarlos para obtener suero o plasma en las mejores condiciones, se recomienda decantarlos inmediatamente después de la centrifugación, a fin de evitar los procesos hemolíticos.”¹⁹

Tabla 1. Anticoagulantes comúnmente usados en medicina veterinaria.

ANTICOAGULANTES MAS USADOS EN MEDICINA VETERINARIA				
ANTICOAGULANTE	USO COMÚN	CONCENTRACIÓN	VIABILIDAD	ACCIÓN
EDTA	Anticoagulante de elección en hematología Test de Inmunohematología: Test de Coombs y para realizar tinciones citoquímicas	1 mg por 1 c.c. de sangre o 0.5 mls de solución al 1 % para 5 mis de sangre, o 0.1 mis de solución al 1% para 1 mls de sangre	Pueden realizarse recuentos entre 24 horas y 36 horas de la extracción con una temperatura de refrigeración de 4°C Muestra inviable al congelarse o temperaturas superiores a los 37°C	La coagulación se evita por eliminación del calcio de la sangre.

¹⁸ MEYER., Op.Cit., 122 p.

¹⁹ KRAFT, Helmut. Métodos de laboratorio clínico en medicina veterinaria de mamíferos domésticos. Ed. Acribia S.A. Zaragoza, España. 1998. 11 p.

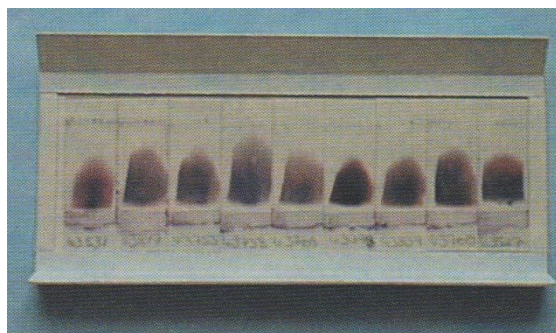
HEPARINA	Determinaciones de perfiles bioquímicos	0.2 c.c. de heparina saturada por cada 1 c.c. de sangre	Pueden realizarse recuentos entre 12 y 24 horas a la extracción La extensión de sangre hay que realizarla de inmediato	La coagulación se evita por neutralización de la trombina
CITRATO SÓDICO	Estudios de coagulación	Una parte de citrato sódico 0.1 M por nueve partes de sangre total		

Fuente: DAY, Michael y colaboradores. Manual of canine and feline haematology and transfusion medicine. (2000)

2.2.3.3. Frotis y tinción

El estudio de un frotis de sangre periférica puede proporcionar más información que cualquier otra prueba de laboratorio, pero solo si las muestras han sido correctamente tomadas, preparadas y teñidas. El frotis sanguíneo puede realizarse para determinar el tipo de células, su cantidad, tamaño, forma, fase de desarrollo, profundidad de la tinción o alteraciones en las cualidades de la misma, e inclusiones celulares. Si la técnica, tanto a la hora de realizar el frotis, como la tinción, es incorrecta puede resultar difícil o imposible evaluar estos parámetros.

Figura 4. Bandeja de láminas correctamente teñidas con la tinción Wright



Fuente. DAY, Michael y colaboradores. Manual of canine and feline haematology and transfusion medicine. (2000)

2.2.3.4. Preparación del frotis

“Para realizar un frotis de calidad, el portaobjetos y el cubreobjetos deben estar limpios y secos y no tener sobre su superficie partículas extrañas ni la película protectora, tampoco pueden presentar grietas o corrosiones. Si se utilizan portaobjetos nuevos cada vez, se obtendrán mejores resultados. Pueden adquirirse portaobjetos biselados que resultan más suaves y mejores para la preparación del frotis. Es recomendable sumergir el portaobjetos en alcohol y limpiarlo con un paño o papel antes de utilizarlo. El portaobjetos debe manejarse tocándolo únicamente por los bordes o con fórceps, ya que incluso mínimas cantidades de grasa dejadas con las yemas de los dedos impiden que las células se adhieran al cristal, inutilizando el frotis.

La muestra de sangre debe ser lo más fresca posible, los mejores frotis, teniendo en cuenta tanto la facilidad para elaborar la preparación, como la morfología celular, se realizan a partir de sangre fresca sin anticoagulante. La sangre que se le ha añadido EDTA mostrará solo ligeras alteraciones de la tinción y de las células, a mayor o menor velocidad dependiendo del tiempo transcurrido y las condiciones ambientales. Cualquier muestra que se retenga durante más de una hora debería ser refrigerada. Si el frotis se realiza a partir de una muestra a la que se ha añadido un anticoagulante distinto a EDTA, las células se encontrarán a menudo alteradas y difíciles de interpretar”²⁰.

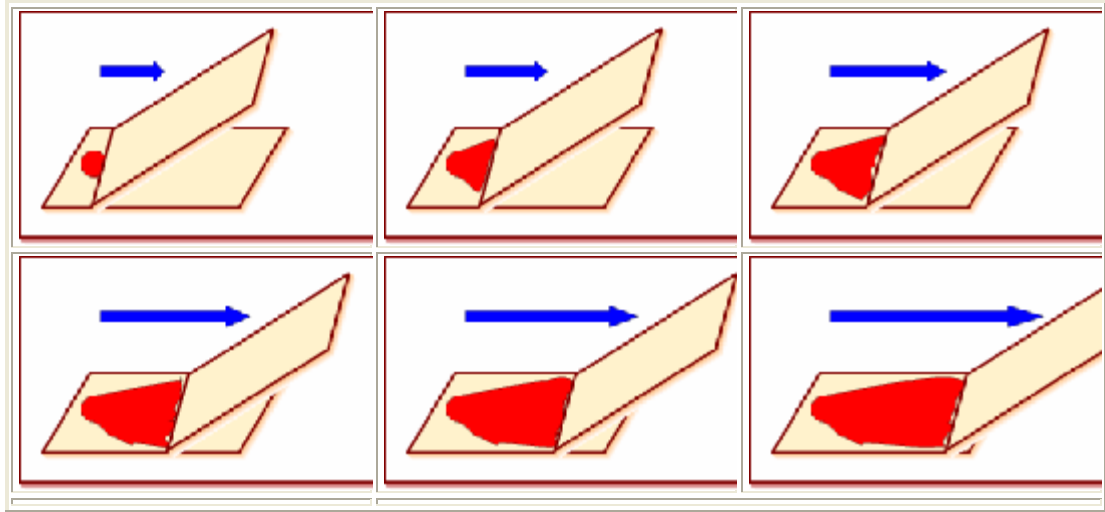
2.2.3.5. Técnicas para el manejo del portaobjetos

Para preparar un frotis, se debe colocar un portaobjetos limpio y seco sobre una superficie plana, o sostenerlo con su mano izquierda, tocándolo únicamente por los bordes.

²⁰ VOIGT, Gregg. Conceptos Y Técnicas Hematológicas Para Técnicos Veterinarios. Primera edición. España. Ed. Acribia. 2003. 15 p.

“Se coloca una gota fina de sangre sobre un cristal portaobjetos, bien desengrasado.

Figura 5. Extensión de sangre



Fuente. ANÓNIMO, Disponible en Internet: <http://www.arrakis.es/~rfluengo/frotissangre.html>

Se aplica sobre ella, con un ángulo de 60°, un cubreobjetos u otro porta, dejando que se deslice la sangre uniformemente por el vértice interno. Después se extiende la sangre, tras el portaobjetos, sobre el porta manteniendo horizontalmente, formando una capa fina²¹. El secado puede acelerarse agitando el frotis suavemente. No se debe soplar la muestra.

2.2.3.6. Teñir el frotis

“La mayoría de las tinciones para preparaciones rutinarias de sangre son del tipo Romanowsky, que incorpora tinciones básicas (azul/violeta) y ácidas (rojo): esto teñirá algunas estructuras de rojo y otras de azul, dependiendo de la naturaleza química de la estructura celular.

²¹ KRAFT.,Op.Cit., 26 p.

Figura 6. Tinción frotis



Fuente. Archivo personal

Las tinciones de Wright y Giemsa son ejemplos de este tipo de técnica de tinción , y son la base de casi todas las tinciones de inmersión disponibles en el mercado. Estas tinciones utilizan (1) un colorante ácido (generalmente eosina) , al que atraen los componentes básicos de las células, como la hemoglobina y los gránulos citoplasmáticos de los eosinófilos, y (2) un colorante básico o alcalino , de azul oscuro a violeta, (generalmente azul de metileno), que teñirá los componentes como los ácidos nucleicos y los gránulos citoplasmáticos de los basófilos. Debe tenerse en cuenta que esta es la base de la nomenclatura de los granulocitos: eosinófilos (también denominados acidófilos), basófilos (que captan colorante básico), y neutrófilos (neutros). Estas tinciones, junto con el fijador como el alcohol metílico vienen separadas o en una sola según el fabricante. El único mantenimiento que requieren estas técnicas es la filtración rutinaria para eliminar los residuos y reponer la solución”²².

2.3. LA SANGRE

“La sangre es una sustancia líquida que circula por las arterias y las venas del organismo.

²² VOIGT., Op.Cit., 15 p.

La sangre es roja brillante o escarlata cuando ha sido oxigenada en los pulmones y pasa a las arterias; adquiere una tonalidad más azulada cuando ha cedido su oxígeno para nutrir los tejidos del organismo y regresa a los pulmones a través de las venas y de los pequeños vasos denominados capilares.

En los pulmones, la sangre cede el dióxido de carbono que ha captado procedente de los tejidos, recibe un nuevo aporte de oxígeno e inicia un nuevo ciclo. Este movimiento circulatorio de sangre tiene lugar gracias a la actividad coordinada del corazón, los pulmones y las paredes de los vasos sanguíneos

2.3.1. Composición de la sangre

En los animales sanos, el 45% del volumen de su sangre son células, glóbulos rojos (la mayoría), glóbulos blancos y plaquetas. Un fluido claro y amarillento, llamado plasma, constituye el resto de la sangre. El plasma, del cual el 95% es agua, contiene también nutrientes como glucosa, grasas, proteínas, vitaminas, minerales y los aminoácidos necesarios para la síntesis de proteínas”²³.

2.3.1.1. Glóbulos rojos, eritrocitos o hematíes

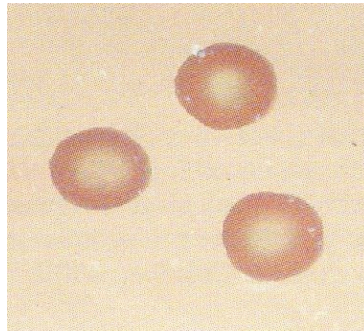
“Los eritrocitos felinos tienen un tamaño de 5,8 µm de diámetro, poseen una leve anisocitosis, y muestran gran palidez central. La crenación es comúnmente observada. Los cuerpos de Howell-Jolly (Remanentes nucleares) ocurren en más del 1% de los eritrocitos”.²⁴

“Los eritrocitos de los mamíferos son células anucleadas que normalmente circulan durante varios meses en la sangre, a pesar de las limitadas capacidades de síntesis y repetidas exposiciones a daños mecánicos y metabólicos.

²³ VOIGT., Op.Cit., 20 p

²⁴ LATIMER, Kenneth. MAHAFFEY, Edward. PRASSE, Keith. Duncan & Prasse's. Veterinary Laboratory Medicine. Clinical Pathology. USA. Iowa State Press. 2003. 16 p.

Figura 7. Eritrocito felino



Fuente. REAGAN, William y colaboradores. Hematología Veterinaria.(1999)

Los eritrocitos tienen tres funciones: transporte de oxígeno (O_2) a los tejidos, transporte de dióxido de carbono (CO_2) a los pulmones y libera iones de hidrógeno (H^+).

La mayoría de los eritrocitos circulan en la sangre por un periodo finito de tiempo (tiempo de sobrevivencia o vida media) cuyos rangos van desde 2 a 5 meses en animales domésticos, dependiendo de la especie.

La vida media de los eritrocitos está relacionada con el peso (y consecuentemente la tasa metabólica), y en los pequeños animales (alta tasa metabólica) esta es menor.

Los eritrocitos maduros son fagocitados por el sistema fagocítico mononuclear, una variedad de cambios ocurren en estos. Estudios recientes sugieren que el daño oxidativo a los componentes de la membrana son los responsables de la remoción normal.

Las alteraciones en la superficie de la membrana en células maduras o dañadas, es reconocido por los macrófagos mediante la pérdida de la simetría fosfolipídica de la membrana, alteración de proteínas de la membrana, y adherencia de autoanticuerpos antibanda 3".²⁵

²⁵ MEYER., Op.Cit., 47-52 p.

2.3.1.2. Glóbulos blancos o leucocitos

Los glóbulos blancos son una vital fuerza de defensa contra organismos extraños. También ya que limpian y eliminan células muertas y desechos tisulares que de otra manera se acumularían. “Los leucocitos son células de forma redondeada mientras circulan en la sangre y adoptan formas muy variadas cuando salen de los vasos sanguíneos y su diámetro oscila entre 6 y 18 μm .”

Muchas infecciones estimulan a la médula ósea a liberar a la corriente sanguínea grandes números de leucocitos que normalmente están en reserva, lo que se evidencia como un aumento en el número de células blancas en la sangre periférica. Este incremento es fácilmente detectado con una simple hematología y contribuye notablemente en una primera aproximación diagnóstica. Algunas células blancas pueden morir en el proceso de lucha contra una infección y sus cuerpos muertos se acumulan y contribuyen a formar una sustancia blanca que es comúnmente vista en el sitio de una infección, llamada "pus". No todas las infecciones llevan a un incremento en el número de células blancas; el virus responsable por la inmunodeficiencia felina conlleva a su reducción, específicamente en el número de linfocitos y a una consiguiente minusvalía en la habilidad para luchar contra otras infecciones. De acuerdo a su apariencia al microscopio luego de su tinción, existen 5 clases de leucocitos: granulocitos (neutrófilos, eosinófilo y basófilos), linfocitos y monocitos”²⁶.

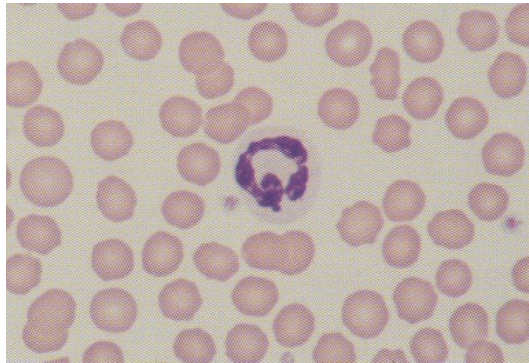
2.3.1.2.1. Neutrófilo

Los neutrófilos de los mamíferos poseen múltiples lóbulos nucleares separados por constricciones (polimorfonucleares). Poseen gránulos de dos tipos:

- Primarios o gránulos azurofílicos: Los gránulos primarios se tiñen con la tinción de Romanowsky pero generalmente la tinción no se hace visible

²⁶ VOIGT, Op.Cit. 15 p.

Figura 8. Neutrófilo felino



Fuente. REAGAN, William y colaboradores. Hematología Veterinaria.(1999)

después del estado de desarrollo promielocítico, su formación termina rápidamente y subsecuentemente son diluídos por la división celular, éstos son lisosomas que contienen elementos microbicidas (mieloperoxidasa, lisosimas, defensas, y proteínas que inducen a la permeabilidad bacteriana) y enzimas (ácido hidrolasas, proteasas neutrales y elastasa)

- Gránulos secundarios o específicos: Usualmente no se observan con la tinción de Romanowsky, incluyen elementos microbicidas (lactoferrina, lisosima) y enzimas (colagenasa, apolatorferrina, activador del plasminógeno).

“Los neutrófilos son esenciales en la defensa contra microorganismos invasores, principalmente agentes bacterianos. Para tal efecto, deben reconocer señales inflamatorias, salir de la sangre, migrar a través de los tejidos al sitio donde la bacteria se encuentra presente y neutralizarla. Poseen glicoproteínas de adhesión moleculares en la superficie, las cuales son necesarias para diferentes funciones dependientes las cuales incluyen adhesión a estructuras endoteliales y subendoteliales, difusión, haptotaxis y fagocitosis.”²⁷

²⁷ MEYER, Op. Cit. 85 p.

“Cuando se exponen a las bacterias, los neutrófilos se someten al sistema respiratorio y secretan ciertas sustancias que pueden ayudar a la digestión extracelular de fibrinógeno y componentes complementarios y a la estimulación para la generación de mediadores de la inflamación. También contribuyen a determinadas condiciones de diferentes eventos patológicos (por ejemplo, glomerulonefritis inmunomediada o artritis reumatoidea) por la liberación de factores mediadores de la inflamación en los tejidos adyacentes

Anormalidades en la función de los neutrófilos envuelven la adherencia, quimiotaxis, fagocitosis y destrucción bacteriana, las cuales predisponen a los animales afectados a la enfermedad. Además de la actividad bactericida, pueden inactivar algunos hongos guardias, algas, parásitos y virus. Otras funciones de los neutrófilos pueden incluir la eliminación de células alteradas, amplificación o modulación de la inflamación aguda, y en menor grado la regulación de la granulopoyesis”²⁸

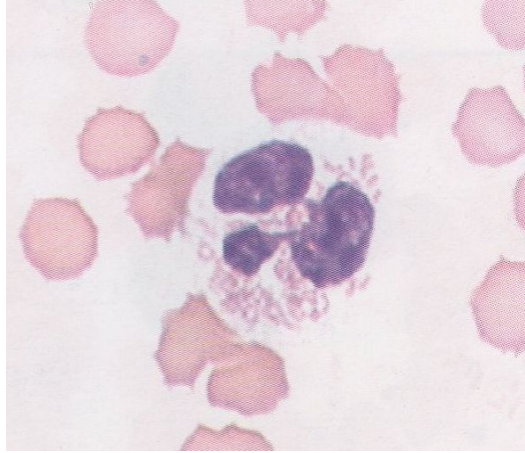
2.3.1.2.2. Eosinófilos

“Los eosinófilos no pueden ser identificados antes de un estado mielocítico. Una característica que los diferencia es que son células granuladas, cuyos gránulos pueden ser secundarios o específicos, los secundarios varían en tamaño y forma en las diferentes especies, en los felinos se caracterizan porque son alargados. Éstos gránulos son lisosomas los cuales están formados principalmente por proteínas, ácido hidrolasas y una peroxidasa eosinófilo – específica, el cual juega un papel significado en la función eosinofílica. La proteína está localizada en el centro del gránulo, y la peroxidasa está localizada alrededor de la matriz del gránulo; ultra estructuralmente un punto electro – denso o un cristaloides pueden ser observados en gránulos secundarios de los eosinófilos de los gatos.”²⁹

²⁸ LATIMER, Op. Cit. 21 p

²⁹ Ibid. 53 p.

Figura 9 . Eosinófilo felino.



Fuente. DAY, Michael y colaboradores. Manual of canine and feline haematology and transfusión medicine. (2000)

“Las funciones de los eosinófilos no están completamente definidas. Tienen habilidades fagocíticas muy limitadas y son una defensa pobre contra los agentes bacterianos o virales. Los eosinófilos son activos destruyendo parásitos tales como helmintos y gusanos planos en los tejidos, éstos tienen anticuerpos y/o factores del complemento en su superficie. Los eosinófilos liberan sustancias que inhiben algunos de los efectos inflamatorios de los mastocitos. Sin embargo los eosinófilos activados generan también mediadores de la inflamación, lo que puede resultar en injuria tisular.

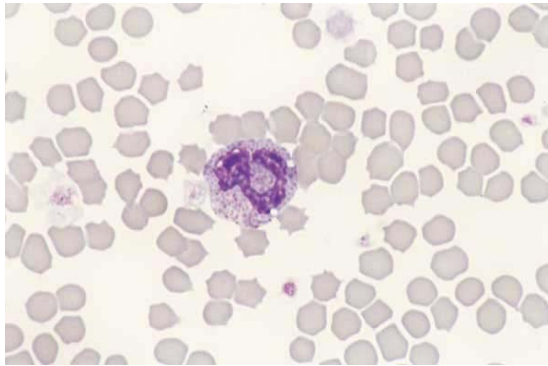
Los parásitos planos y los helmintos estimulan la inmunidad tanto celular como humoral. Los linfocitos B producen anticuerpos de inmunoglobulina G que pueden unirse a los parásitos y activar el complemento produciendo un daño al parásito iniciando una reacción inflamatoria, las inmunoglobulinas E específicas que se unen a los mastocitos pueden ser producidas también. La unión del antígeno parasitario a éstos anticuerpos resulta en la activación de los mastocitos, degranulación, liberación de los mediadores de la inflamación, potentes quimiotáxicos para eosinófilos. Éstos quimotáxicos incluyen histamina, leucotrieno

C4 (un producto de la vía de la lipoxigenasa del metabolismo del ácido araquidónico), y péptidos de tamaño pequeño a intermedio”³⁰.

“Una eosinopenia se produce en el estrés, la administración de corticosteroides y el hiperadrenocorticism”³¹.

2.3.1.2.3. Basófilos

3. Figura 10 . Basófilo Felino



Fuente. REBAR A.H y colaboradores. A Guide to Hematology in Dogs and Cat. Basophils: Overview, Quantity, Morphology. (2005)

“La maduración de los basófilos es paralela a la de los neutrófilos; los basófilos no pueden ser identificados antes de terminar su etapa mielocítica. Los gránulos se hacen evidentes en la etapa mielocítica de desarrollo; éstos son redondeados y poseen un pigmento púrpura pero en sangre madura pierden éste característica en los gatos, llenan el citoplasma de las células en la mayoría de las especies y contienen histamina, heparina, y mucopolisacáridos sulfatados, pero carecen de acido hidrolasas.”³²

“Los basófilos generalmente están presentes en un bajo número en la circulación. La histamina de los gránulos se une a los polianiones (incluyendo heparina) y

³⁰ MEYER, Op. Cit. 88 p

³¹ SODIKOFF, Charles H. Pruebas diagnósticas y de Laboratorio en pequeños animales. Editorial Elsevier España S.A. Madrid, España. 2002. 117 p.

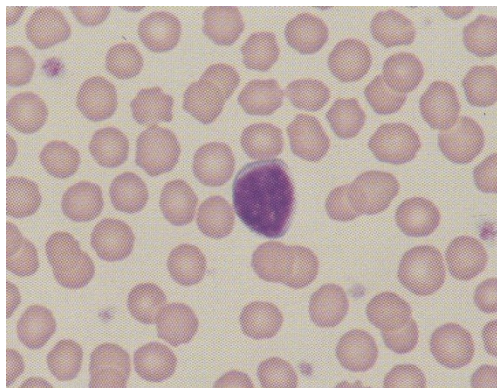
³² LATIMER, Op. Cit. 54 p.

estos polianiones son responsables por el pigmento púrpura característico. Estas células poseen características bioquímicas similares a los mastocitos, lo que hace suponer que poseen un progenitor común en la médula ósea, pero claramente son dos tipos celulares diferentes. En los gatos se caracterizan porque los gránulos primarios y secundarios son morfológicamente diferentes de los de las células de mast.”³³

“Son los que tienen menos movilidad y menor capacidad fagocíticas. Participan en reacciones de hipersensibilidad (picaduras). Estas sustancias desencadenan la inflamación, impiden la coagulación y activan la lipoproteína lipasa. Los basófilos pueden observarse con una amplia variedad de enfermedades, mientras que la presencia de un gran número de mastocitos en una extensión de sangre significa mastocitoma. En el gato los gránulos de los basófilos se tiñen de color azul claro y a menudo están ausentes de citoplasma, dificultando su identificación en las extensiones de sangre, presentan un núcleo trilobulado. El aumento de basófilos se produce en casos de trombos por vermes cardiacos y de hiperlipemia.”³⁴

3.1.1.1.1. Linfocitos

4. Figura 11. Linfocito felino



Fuente. REAGAN, William y colaboradores. Hematología Veterinaria.(1999)

³³ MEYER, Op. Cit. 89 p

³⁴SODIKOFF, Op. Cit.115 p.

En la sangre, los linfocitos son una población mixta de células B y T. Son el principal componente celular de la inmunidad en el organismo.

“Los linfocitos B sintetizan los anticuerpos responsables de la inmunidad humoral. Los linfocitos T son el principal componente de la inmunidad celular.

Los linfocitos participan además en la regulación y el control inmunitario. Los linfocitos participan además en la regulación y el control inmunitario, y algunos son citotóxicos. Las funciones del sistema linfático son en general la producción de anticuerpos circulantes y la expresión de la inmunidad celular, refiriéndose esto último al autorreconocimiento inmune, hipersensibilidad retardada, rechazo de los injertos y reacciones injerto contra huésped.

Dos tipos funcionalmente diferentes de linfocitos han sido descritos: los linfocitos T o timo-dependientes y los linfocitos B o médula ósea dependientes. Aproximadamente el 70 a 80% de los linfocitos en sangre periférica muestran características de células T. Estos tienen una vida media de varios años, así como una gran capacidad y velocidad para recircular entre la sangre y los tejidos. También almacenan y conservan la "memoria inmunológica" (células T de memoria). Además, una vez activadas, son las células efectoras o ejecutoras (células asesinas) de la inmunidad celular y secretan sustancias biológicamente activas (linfoquinas) que sirven de mediadores solubles de inmunidad en la respuesta inflamatoria.

Por su parte las células B son linfocitos que participan en la formación de anticuerpos humorales”³⁵. Las proporciones relativas de las células T y B pueden alterarse por defectos congénitos del sistema inmunológico, en el linfoma y en algunas infecciones virales. Las células B constituyen un reducido porcentaje de los linfocitos circulantes. Para identificarlas son necesarias técnicas diagnósticas especiales; en efecto, no pueden diferenciarse de los demás linfocitos en las extensiones de sangre rutinarias.

³⁵SODIKOFF, Op. Cit.121 p.

“El aumento de la producción de linfocitos se produce en la inflamación crónica, hipoadrenocorticismo y leucemia linfocítica. En felinos y aves es fisiológica en animales jóvenes. También por estimulación antigénica crónica, en infecciones bacterianas , rickettsiales y virales, micosis profundas, infecciones protozoales y como una reacción post vacunal. En algunos casos de hiperadrenocorticismo y neoplasias linfoides.”³⁶ “La disminución tiene lugar por estrés, corticosteroides, virus linfotóxicos y pérdida de linfa. Infecciones sistémicas agudas (septicemia, endotoxemia y virus), desórdenes hereditarios, interrupción de la arquitectura tisular con una alteración en la recirculación de linfocitos, inmunodeficiencia felina entre otras.”³⁷

4.1.1.1.1. Monocitos

Los monocitos son los grandes fagocitos mononucleares de la sangre periférica. "Como se ve en las tinciones de Romanowsky, son generalmente los leucocitos circulantes más grandes. Su núcleo es oval, reniforme, bilobulado o trilobulado con cromatina en forma de encaje. El citoplasma es gris-azulado (más oscuro que los Neutrófilos inmaduros como los mielocitos, metamielocitos y las bandas), granular que puede tener o no vacuolas. Algunas variaciones son artefactos comunes por el almacenamiento de la sangre con EDTA”.³⁸ Son un sistema de células fagocíticas producidas en la médula ósea, que viajan como tales por la sangre, para luego emigrar a diferentes tejidos como hígado, bazo, pulmones, ganglios linfáticos, hueso, cavidades serosas, etc., para convertirse en esos tejidos en macrófagos libres o fijos, cuyas funciones que corresponden con lo que se conoce como sistema mono nuclear -fagocitario.”³⁹

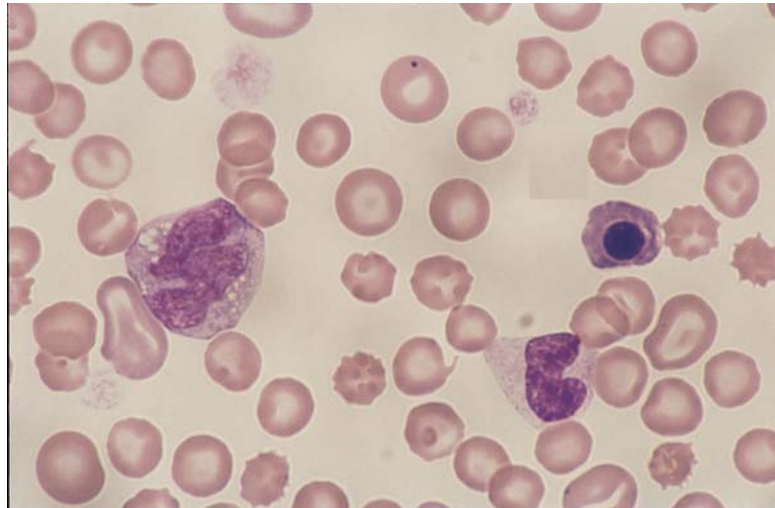
³⁶LATIMER, Op. Cit. 75 p

³⁷ Ibid, pág. 77

³⁸ Ibid Pág.51.

³⁹ SODIKOFF, Op. Cit. 118 p.

Figura 12. Monocito



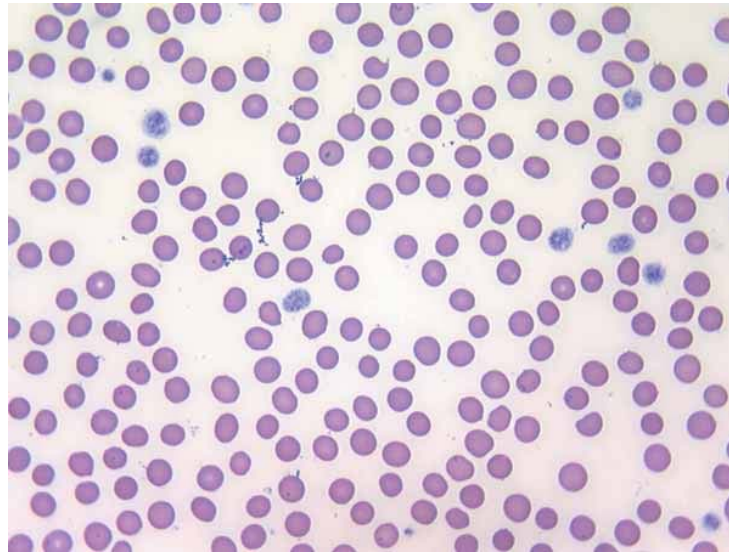
Fuente. REBAR A.H y colaboradores. A Guide to Hematology in Dogs and Cat. Basophils: Overview, Quantity, Morphology. 2005

4.1.1.2. Las plaquetas o trombocitos

Las plaquetas son fragmentos de citoplasma de megacariocitos, que circulan como pequeños discos en la sangre periférica. En promedio, tienen un diámetro entre 1 a 4 μm , su citoplasma se tiñe azul claro a púrpura y es muy granular. No tienen núcleo y su concentración normal en sangre periférica es entre 150.000 y 450.000/ μl . Su duración en circulación es de 8 a 11 días, también denominada trombocito, fragmento citoplasmático de un megacariocito (la célula de mayor tamaño presente en la médula ósea), que se encuentra en la sangre periférica, donde interviene en el proceso de coagulación de la sangre.

Si se produce un daño a un vaso sanguíneo, las plaquetas circulantes inmediatamente quedan atrapadas en el sitio de la lesión, formándose un tapón, primer paso en el control del daño vascular. Este mecanismo es suplementado por el sistema de coagulación sanguínea, el cual es el más importante medio de defensa contra las hemorragias.

Figura 13. Plaquetas felinas normales y glóbulos rojos



Fuente. REBAR A.H y colaboradores. A Guide to Hematology in Dogs and Cat. Basophils: Overview, Quantity, Morphology. 2005

4.2. DESARROLLO DEL HEMOGRAMA

Los diferentes parámetros hematológicos, sus unidades de expresión, y las técnicas comúnmente usadas para obtener éstos valores se encuentran representados en la Tabla 2.

Tabla 2. Parámetros hematológicos, unidades de expresión y técnicas comunes

ENTIDAD SANGUÍNEA	TÉCNICAS COMUNES	EXPRESADO EN
Eritrocitos (RBC)	Electrónico, hemocitométrico	Millones por μl de sangre
Diámetro eritrocitario	Microscópico, electrónico	Micrómetros (μm)
Hemoglobina (Hb)	Colorimetría, espectrofotometría	Gramos por decilitro (gr/dl)
Volumen de células empaquetadas	Microhematocrito, electrónico	Porcentaje
Volumen corpuscular medio	Manual, electrónico	Femtolitros (fl)

Hemoglobina corpuscular media	Manual, electrónico	Picogramos (pg)
Tasa de sedimentación eritrocitaria	Método de Wintrobe	Suspensión en mm en 1 hora
Reticulocitos	Coloración	Porcentaje
Eritrocitos nucleados	Microscópicamente	Numero en 100 leucocitos
Conteo total de leucocitos	Electrónico, hemocitométrico	Número por μ l de sangre
Trombocitos	Electrónico, hemocitométrico	Número por μ l de sangre
Índice icterico	Visual	Unidades de color con muestra estándar
Proteína plasmática total	Refractometría, química	Gramos por decilitro (gr/dl)
Fibrinógeno plasmático	Refractometría, química	Gramos por decilitro (gr/dl)

Fuente: JAIN, Nemi C. Essentials of veterinary hematology. (1993)

4.2.1. Pruebas hematológicas de rutina

Dentro de los valores que se van a evaluar están:

4.2.1.1. Hematocrito (Hct)

También conocido como índice hematocrito, es la fracción de sangre ocupada por eritrocitos, no incluye los leucocitos y las plaquetas, el objetivo de determinar el hematocrito es determinar el porcentaje de eritrocitos que circulan por la sangre en el momento de la extracción, los eritrocitos maduros tienen mayor densidad que el resto de las células sanguíneas por eso tienden a aglomerarse en el fondo del recipiente que los contiene. En general los niveles bajos indican anemia, final de la gestación, tranquilización y anestesia, hemolisis durante la extracción, artefactos

Figura 14. Lámina deslizante para determinar el hematocrito en un tubo de microhematocrito



Fuente. DAY, Michael y colaboradores. Manual of canine and feline haematology and transfusion medicine. (2000)

como exceso de EDTA y los niveles altos indican deshidratación-hemoconcentración, miedo/excitación, shock, ejercicio intenso, policitemia absoluta, hipertiroidismo, esteroides anabólicos, altitud, artefactos como evaporación después de la extracción o un contacto prolongado con EDTA.

4.2.1.2. Recuento de glóbulos rojos o recuento eritrocitario

Es evaluado determinando el número de eritrocitos por microlitro de sangre. Los recuentos de glóbulos rojos realizados automáticamente tienen un mayor margen de error. El valor se incrementa en deshidratación, miedo/excitación, shock, ejercicio intenso, policitemia absoluta, esteroides y por evaporación después de la toma. El valor disminuye cuando hay anemia, al final de la gestación, tranquilización y sedación, hemólisis durante la extracción, y como cuando hay una excesiva dilución de la muestra.

En casos de policitemia, se encuentra un incremento en el hematocrito (Hct), recuento de glóbulos rojos (RBC) y la concentración de hemoglobina(Hgb).

- **Policitemia relativa:** El recuento total de glóbulos rojos es normal, se encuentran algunos casos como:

Deshidratación:

- Una disminución del volumen de plasma causa un incremento relativo del Hct, RBC, Hgb y la concentración de proteína plasmática.
- La determinación de la deshidratación se debe basar en el examen físico y no por un test de laboratorio.
- Mecanismos de policitemia relativa: pérdida de agua causada por vomito, diarrea, diuresis excesiva, deprivación de agua, transpiración o deshidratación febril, pérdida interna de líquidos como shock por incremento de la permeabilidad vascular o pérdida de fluidos por efusión en cavidades corporales.
- El Hct en animales enfermos puede fluctuar del 2-5% diariamente como consecuencia de los cambios hídricos del paciente.

Redistribución de eritrocitos:

- Excitación causada por una descarga de epinefrina y contracción esplénica. La contracción esplénica produce un incremento en el hematocrito de la sangre esplénica (Hct=80%) a la circulación general.
- Este efecto es muy común en el caballo y el gato.

- **Policitemia absoluta:** como consecuencia del incremento de la eritropoyesis, se incrementa el RBC. El volumen de plasma y la concentración de proteína plasmática se encuentra entre el intervalo de referencia.

Policitemia absoluta primaria: es un desorden mieloproliferativo de las células de la médula. Las concentraciones de eritropoyetina (Epo) están dentro de los rangos de referencia o disminuidas. PO₂ se encuentra dentro del intervalo de referencia.

Policitemia absoluta secundaria: Es causada por el incremento de la secreción de Epo:

- Secreción apropiada y compensatoria de Epo ocurre durante una hipoxia crónica (disminución del PO₂ que ocurre en elevadas altitudes, enfermedad pulmonar crónica, anomalías cardiovasculares con desviación a la derecha o izquierda).
- Secreción inapropiada de Epo(PO₂ normal sin hipoxia) ocurre en algunos casos de hidronefrosis o cálculos renales, neoplasias epo-secretoras(Nefroma

embrionario, carcinoma renal, leiomioma uterino, hemangioma cerebelar, hepatoma y otras neoplasias endocrinas), y ciertas endocrinopatías.⁴⁰

4.2.1.3. Concentración de hemoglobina

“Es la cantidad de hemoglobina en un volumen determinado de sangre, puede expresarse en litro o en decilitro. La hemoglobina es la proteína molecular de los glóbulos rojos, responsable del transporte de oxígeno desde los lechos capilares de los pulmones hasta los tejidos del organismo. Los glóbulos rojos son aproximadamente, un 60-65% de agua y un 30-35% de hemoglobina, el resto es material inorgánico. La hemoglobina se compone de cuatro grupos hemo, que es un pigmento de porfirina que contiene hierro, unidos a la globina, que es una proteína formada por aminoácidos. La hemoglobina tiene una menor afinidad por el dióxido de carbono, pero transporta el exceso de este, desde los tejidos (alta concentración) hasta los pulmones (baja concentración). La hemoglobina puede transportar de 60 a 70 veces más oxígeno que una cantidad de agua en las mismas condiciones”.⁴¹

“Se deben medir los niveles de hemoglobina cuando se sospechan alteraciones de los eritrocitos. Si se asocia al hematocrito y al recuento total de células, se puede calcular el tamaño y la hemoglobina que contienen cada célula, lo que puede resultar útil al evaluar la función eritrocitaria.”⁴²

Las causas de incremento de la concentración de hemoglobina son la deshidratación, miedo, excitación, shock, ejercicio intenso, policitemia absoluta, esteroides anabolizantes y artefactos de evaporación. Las causas de disminución

⁴⁰ LATIMER, Op. Cit. 42 – 43 p

⁴¹ VOIGT, Op. Cit. 87 p.

⁴² Ibid 35 p.

de la concentración de hemoglobina son la anemia, final de la gestación, tranquilización y sedación, hemolisis, artefactos.⁴³

4.2.1.4. Índices eritrocitarios

4.2.1.4.1. Volumen corpuscular medio (VCM)

Es una medida del tamaño eritrocitario y representa el volumen de un solo eritrocito. La fórmula es $\rightarrow VCM = Hct \times 10 / RBC$. Se representa en femtolitros (fl). Es determinado por los contadores automáticos mediante esta fórmula. El aumento implica células anormalmente grandes, es decir macrocitos, estos son en su mayoría células inmaduras (Reticulocitos y posiblemente glóbulos rojos nucleados, en anemias regenerativas) : con menor frecuencia son glóbulos rojos nucleados resultantes de procesos neoplásicos mieloproliferativos –o grandes eritrocitos producidos por deficiencia de vitamina B12 y de folatos, las llamadas anemias macrocíticas (megaloblásticas). La disminución de VCM implica células anormalmente pequeñas , es decir microcíticas, que rara vez se observan y que sobre todo son consecuencia de deficiencias de hierro avanzadas . Las células con un VCM normal se llaman normocíticas. Los eritrocitos más pequeños del gato se confunden a menudo con plaquetas por parte de contadores automáticos e instrumentos que miden el tamaño, dentro de los factores que pueden afectar el valor del VCM encontramos:

- Reticulocitosis, es la mayor causa de macrocitosis. Ya que los reticulocitos son células con mayor tamaño.
- Los animales inmaduros de la mayoría de las especies tienen eritrocitos pequeños y microcitosis.
- En los casos de deficiencia de hierro se presenta una división celular extra debido a la pobre concentración de hemoglobina en el citoplasma , de tal forma

⁴³ THRALL, Op. Cit. 84 p.

que se detiene la síntesis de ADN y la división celular. Subsecuentemente se desarrollan y producen células más pequeñas.

- Los gatos infectados con el virus de la leucemia felina presentan eritrocitos microcíticos, posiblemente debido a una maduración asincrónica de los mismos.
- La aglutinación de eritrocitos puede causar un falso incremento del VCM.⁴⁴

4.2.1.4.2. Hemoglobina corpuscular media (HCM)

“Se calcula a partir de la fórmula → $HCM = \text{concentración de (Hgb} \times 10) / \text{RBC}$. Su valor se da en picogramos (pg). Los factores que afectan a la HCM y la CMHC de la misma forma.

La HCM esta influenciada por el VCM. Por ejemplo, eritrocitos pequeños contienen menos hemoglobina, así mismo disminuirán los niveles de HCM.

En algunos casos de anemia por deficiencia de hierro, esta disminuye antes que la CMHC. Este índice no es usado generalmente para clasificar las anemias. Si la CMHC y la HCM difieren, la interpretación de la concentración de hemoglobina debería basarse sobre la CMHC, porque este es un dato más preciso sobre el volumen de las células.⁴⁵

4.2.1.4.3. Concentración media de hemoglobina corpuscular (CMHC)

“Es una medida de la concentración de hemoglobina en los eritrocitos. Indica el peso de la hemoglobina en un decilitro de eritrocitos, por eso se expresa en gramos por decilitro. La fórmula general es $CMCH \rightarrow (Hgb \times 100) / Hct(\%)$. Es el índice más exacto de la biometría hemática ya que su cálculo no implica necesariamente el recuento de glóbulos rojos. Sin embargo si el hematocrito es un valor calculado (como es el caso de los analizadores automáticos) este parámetro

⁴⁴ LATIMER, Op. Cit. 14 p.

⁴⁵ Ibid 14 p.

puede ser más inexacto. La disminución de la CMHC implica células con un contenido reducido en hemoglobina, llamadas hipocrómicas. Las más habituales son los reticulocitos, pero también los eritrocitos son hipocrómicos en los últimos estadios de una deficiencia de hierro. Las células con un contenido normal de hemoglobina, es decir, con una CMHC normal se llaman normocrómicas. Un incremento de la CMHC indica que puede haber un error en una o ambas determinaciones (concentración e hemoglobina y valor del hematocrito) ya que no es posible que las células tengan más hemoglobina que la cantidad máxima. Sería físicamente imposible alojar más de 30-36% de hemoglobina en un glóbulo rojo, aunque ligeros incrementos en la CMHC pueden ocurrir cuando hay un gran número de esferocitos (células pequeñas y esféricas presentes en anemias hemolíticas inmunomediadas). Un incremento aparente ocurre cuando hay hemólisis. La lisis de los eritrocitos provoca una caída del valor del hematocrito, si bien la concentración total de hemoglobina permanece inalterada; el efecto neto es un incremento en la CMHC calculada. El incremento puede deberse también a hemólisis in vitro o en tratamientos con Oxiglobina. La hemoglobina intra y extracelular se miden juntas, pero la fórmula asume que la hemoglobina es intracelular, dando una falsa elevación del valor.”⁴⁶

4.2.1.4.4. Amplitud eritrocitaria (RDW)

“Es un parámetro calculado electrónicamente en contadores celulares láser. Es una forma mucho más sensitiva de reflejar la variación del volumen de los glóbulos rojos, que la inspección visual en cuanto a medida y volumen de los eritrocitos. Se calcula a partir de la desviación estándar geométrica de la distribución del tamaño del eritrocito. Es un valor que define la heterogeneidad de la población eritrocítica o el grado de anisocitosis de la misma en la muestra de sangre total. El contador electrónico la determina mediante un circuito de umbral y el resultado se registra en forma de histograma. El incremento en el RDW indica la presencia de un

⁴⁶ FELDMAN, Op. Cit. 143 p.

elevado número de subpoblaciones de eritrocitos; grandes, pequeños, o en combinación. Si el histograma representa una desviación a la derecha, indica una subpoblación de eritrocitos más grandes, por ejemplo, macrocitos, asociado a una respuesta regenerativa. Una desviación a la izquierda representa una subpoblación de eritrocitos pequeños, como en microcitos por deficiencia de hierro. El VCM está relacionado con el RDW. Sin embargo como la RDW es más sensitiva en cuanto a las variaciones del volumen eritrocitario, el VCM puede estar dentro de los parámetros normales cuando se presente anormalidad en el RDW. Así mismo el uso combinado de estos dos parámetros puede ser de ayuda en la clasificación de las anemias hablando numéricamente.”⁴⁷

4.2.1.5. Conteo leucocitario (recuento total de leucocitos)

Es el número de leucocitos de cualquier clase en un volumen determinado de sangre, que en unidades es el litro; gato: $5.5-19.5 \times 10^9$ /litro. Un recuento total de leucocitos anormalmente alto se denomina leucocitosis, la cual puede ser causada por infección bacteriana, efecto esteroideal, desórdenes linfoproliferativos, peritonitis infecciosa felina, necrosis tisular e inflamación grave, desórdenes mieloproliferativos (raro) lupus eritematoso sistémico (raro), hipertiroidismo.

Un recuento total de leucocitos anormalmente bajo se denomina leucopenia, la cual puede ser causada por enfermedades víricas, infección bacteriana importante, anafilaxis, fármacos tóxicos y agentes químicos, neoplasia de medula ósea, lupus eritematoso sistémico, toxoplasmosis aguda, leishmaniosis y toxemia endógena.

La panleucopenia es un recuento anormalmente bajo de todos los tipos de leucocitos (es decir una disminución a todos los niveles) aunque su existencia no

⁴⁷ MEYER, Op. Cit. 17 p.

puede establecerse a menos que se realicen a la vez un recuento total y diferencial de leucocitos.

En general, la leucocitosis se debe a un incremento del número de neutrófilos y /o linfocitos y la leucopenia a una disminución del número de neutrófilos (incluso en ausencia total de linfocitos es improbable que se reduzca el recuento total de leucocitos por debajo del intervalo normal”⁴⁸.

2.4.1.6. Plaquetocrito

“También conocido como trombocrito, es el porcentaje del volumen total de las células sanguíneas que ocupan las plaquetas y se calcula multiplicando el volumen medio de la plaqueta por el número total de plaquetas.

2.4.1.7. Volumen medio de la plaqueta

Resultado de dividir el volumen total de las plaquetas entre el número de las mismas; se informa en micras cúbicas o femtolitros.

2.4.1.8. Amplitud de la plaqueta

Desviación estándar geométrica de la distribución del tamaño de la plaqueta. Es un valor que define la heterogeneidad de la población plaquetaria o el grado de anisocitosis de la misma en la muestra de sangre total. El contador electrónico la determina mediante un circuito de umbral y el resultado se registra en forma de histograma”.⁴⁹

⁴⁸ VOIGT, Op. Cit. 25 p.

⁴⁹ BECERRA, María Cristina. Valores plaquetarios de referencia en niños sanos residentes de la Ciudad de México. Revista Medica Institucional Mexicana del Seguro Social año 2006. Volumen 2. 2006. 121-130P.

2.5. VALORES NORMALES EN LA SANGRE

“Muchos factores pueden influenciar la referencia de los valores normales de muchas especies. Los desacuerdos entre los valores normales obtenidos por varios veterinarios se refieren principalmente a las diferencias en esos factores, que incluyen, el número, el origen, sexo, raza, la salud y nutrición de los animales usados en el estudio, como el método de recolección de la sangre y las técnicas hematológicas empleadas. Las diferencias fisiológicas como excitación, actividad muscular, tiempo de muestreo, temperatura ambiental, balance hídrico, y la altitud, pueden también introducir diferencias significativas.

Además pueden ocurrir variaciones diurnas y estacionales, especialmente en los jóvenes y estos pueden verse alterados por la manipulación de los animales y las prácticas pecuarias. Así, las variaciones regionales pueden influir en algunos valores hematológicos particularmente los parámetros eritrocíticos.

Los animales en elevadas altitudes tienen una mayor concentración de eritrocitos, concentración de hemoglobina y volumen corpuscular que aquellos que se encuentran al nivel del mar. Así mismo en los meses de verano, el periodo de abundancia nutricional, los glóbulos rojos aumentan en número.

El miedo o alguna influencia emocional altera el recuento total y diferencial de leucocitos, causando neutrofilia, linfopenia y eosinopenia. Esto es particularmente cierto en gatos menores de un año y para gatos introducidos a un ambiente extraño ya que son susceptibles de estrés.

Las diferencias relacionadas con las técnicas resultan principalmente del método de extracción de sangre, el sitio de venopunción, el tipo y concentración de anticoagulante, y los métodos de determinación de células blancas y rojas.

Los problemas técnicos incluyen también las dificultades para obtener sangre, que conducen a la lenta extracción de la muestra a fin de que las plaquetas comienzan a adherirse lo cual conlleva a problemas en el conteo electrónico de las células.

La obtención de una cantidad menor de la sangre destinada a una mayor cantidad de EDTA resulta en la errónea reducción de los valores de glóbulos rojos, PCV y volumen corpuscular medio”.⁵⁰

2.6. VARIACIONES FISIOLÓGICAS EN LOS PARAMETROS ERITROCÍTICOS

En hematología clínica debe considerarse que la muestra que se manipula presenta sensibilidad a factores fisiológicos, químicos o físicos, que pueden alterar los resultados buscados. Es por eso que el clínico debe considerar los datos obtenidos en su estudio semiológico (reseña, anamnesis y examen objetivo general) y al tanto de las técnicas de toma de muestra y las variaciones que pueden producirse por ellas. También resulta importante la consulta al laboratorio al que deriva en cuanto a los Valores de Referencia que éste propone por especie y según el método analítico utilizado

Tabla 3. Valoración relativa de los factores que producen alteraciones no patológicas en el hemograma veterinario

	CANINO	FELINO	EQUINO	BOVINO	PORCINO
Ayuno previo	leucocitosis marcada	sin importancia	leucocitosis	sin importancia	leucocitosis marcada
Ejercicio	importante en Galgos	sin importancia	importante en SPC	sin importancia	sin importancia
Stress/excitación	fuerte reacción	fuerte reacción	menor reacción	sin importancia	sin importancia
Raza	Aumento de VCA en ciertas razas	sin importancia	mucha variación en SPC	leucopenias en razas lecheras	sin importancia

⁵⁰ JAIN, Op. Cit. 19-23 p.

Edad	variación en cachorros	normal	normal	sin importancia	gran variación en lechones
Fragilidad eritrocitaria	resistencia a la hemólisis por extracción	sin particularidades	sin particularidades	predisposición a la hemólisis por extracción	sin particularidades
Sexo/estado fisiológico	Variaciones en celo y preñez	Poca importancia	Menores conteos en yegüas	Leucocitosis de preñez	sin importancia

VCA = Volúmen celular aglomerado **SPC**= Caballos Pura Sangre

Fuente: GIMÉNEZ, Roberto. Alteraciones no patológicas en Hematología veterinaria. 2000

2.6.1. Diferencias con la edad

“Los recién nacidos tienen mayor número de eritrocitos de origen fetal, como los eritrocitos fetales se empiezan a reemplazar por células de menor tamaño, el volumen corpuscular medio se reduce a partir de los 2 a los 12 meses, hasta que la medida de los eritrocitos es igual a la de los adultos normales de su especie. La hemoglobina corpuscular media se comporta de forma similar, siendo más alta al nacimiento y va decreciendo hasta el nivel de adulto durante el mismo periodo. En general los valores de glóbulos rojos, hemoglobina y el PCV son altos al nacimiento pero disminuyen rápidamente mientras los recién nacidos empiezan a amamantarse. La disminución de los valores de glóbulos rojos durante la primera semana de vida se relaciona con la rápida expansión del volumen de plasma, el consumo de calostro, el incremento de la destrucción de los eritrocitos fetales y la falta de hierro para la síntesis de hemoglobina.

La sedimentación de eritrocitos es nula o ligera al nacimiento y es generalmente negativa durante las primeras semanas de vida debido a la disminución de los valores de proteína total durante el periodo neonatal.”⁵¹

⁵¹ JAIN, Op. Cit. 35-37 p.

2.6.2. Diferencias entre razas

En felinos las diferencias entre razas no son importantes.

2.6.3. Diferencias entre sexos, influencia del parto y la lactancia

“Se ha reportado un ligero aumento de la concentración de hemoglobina en machos en comparación con las hembras, durante la gestación de las gatas no se reportan cambios significativos, mientras que en la lactancia pueden ser irregulares según la alimentación y la cantidad de leche producida que está relacionada con el número de gatitos de la camada.

2.6.4. Influencia de la altitud

Es bien conocido que la reducción de la presión de oxígeno provoca un aumento de la producción de eritropoyetina, así mismo estimulando la eritropoyesis. Esta variación es muy marcada, aunque los valores reportados no muestren cambios significativos, ya que si tomamos muestras de un mismo animal en elevadas y bajas altitudes puede haber una diferencia de hasta el 5.5% de los valores de glóbulos rojos circulantes, mientras que si tomamos muestras de diferentes animales la variación puede darse por cualquier otro cambio fisiológico propio del animal.

2.6.5. Papel del bazo

El bazo sirve como un gran reservorio de eritrocitos que pueden ser reenviados a la circulación en cuestión de minutos durante periodos de excitación o ejercicio. La simple excitación causada por la venopunción hecha por un extraño puede resultar

en un incremento del 10 al 15% en el conteo de glóbulos rojos, puede ocurrir un incremento exagerado si el estrés es muy fuerte o constante.”⁵²

2.7. ESTUDIOS COMPARATIVOS

Tabla 4. Rangos de referencia sugeridos obtenidos de 96 gatos de hematología y química sanguínea del gato en comparación con rangos establecidos por Blood and Studdert (1988)

Parámetro	Valores Del Estudio	Valores Standard
RBC $\times 10^{12}/L$	5 -12	5 -10
WBC $\times 10^9/L$	4 -30	5.5 -19.5
Plaquetas $\times 10^9/L$	90 -900	300 -800
Hematocrito, %	30 -60	24 -45
Hemoglobina, g/L	90 -180	80 -150
Proteína total, g/L	60 -110	-78

Fuente: O'BRIEN, Michael, MURPHY, Martin G, LOWE, John A Hematology and Clinical Chemistry Parameters in the Cat (*Felis domesticus*)

Tabla 5. Limites Hematológicos De Referencia

VALORES HEMATOLÓGICOS EN GATOS	
Ht (%)	30-47
Hb (g/dl)	9-15
Eritrocitos ($\times 10^6/\mu l$)	5.8-10.7
VCM(fl)	41-51
HCM (pg)	13-18
CHCM (g/dl)	31-35
Reticulocitos ($\times 10^3/\mu l$)	40-500*

⁵² JAIN, Op. Cit. 35-37 p.

Plaquetas (x10 ³ /μl)	300-800
Leucocitos(/μl)	5500-19500
Neutrófilos (/μl)	2500-12500
Bandas (/μl)	0-300
Linfocitos (/μl)	1500-7500
Monocitos (/μl)	0-850
Eosinófilos (/μl)	0-1500
Basófilos (/μl)	<100

Fuente: BIRCHARD, Stephen J. Manual clínico de pequeñas especies. México. McGraw-Hill Interamericana, 1996. 176 P.

Tabla 6. Datos de referencia Laboratorio Clínico Ce La Clínica Veterinaria De La Universidad De La Salle

VALORES HEMATOLÓGICOS EN GATOS	
Ht%	30 – 47
Hgb(g/dl)	9 – 15
Eritrocitos(x10 ⁶ /μl)	5 - 10.7
VCM (fl)	41-51
CHCM(g/dl)	31 – 35
Plaquetas(x10 ³ /μl)	300- 800
Leucocitos(x10 ³ /μl)	5.50 – 19.5
Neutrofilos(x10 ³ /μl)	2.50 – 12.5
Linfocitos(x10 ³ /μl)	1.50 – 7.00
Eosinófilos(x10 ³ /μl)	<1.50

Fuente: MEYER, Denny. HARVEY, John. Veterinary laboratory medicine interpretation and diagnosis. (2004).

Tabla 7. Intervalos hematológicos en felinos domésticos

Rangos en Felinos	
WBC 10 ³ /μl	5,5 -19.5

LYM 10 ³ /μl	1,5- 7.0
RBC 10 ⁶ /μl	5 – 9
HGB g/dl	8 -15
Hct %	24-45
MCV Fl	39- 55
MCH Pg	12,5-17,5
MCHC G/Dl	30- 36
PLT 10 ³ /μl	300- 800
MPV Fl	12- 17
Neutrófilos	35- 75
Linfocitos	20- 55
Monocitos	1- 4
Bandas	0- 3
Eosinofilos	1- 12

Fuente: JAIN, Nemi. Essentials of Veterinary hematology. (1993)

Tabla 8.Hematología normal del gato

HEMATOLOGÍA NORMAL DEL GATO	
WBC 10 ³ /μl	5- 15
LYM 10 ³ /μl	1,4- 8.1
RBC 10 ⁶ /μl	6- 10.2
HGB g/dl	9- 15,1
HCT %	29- 48
MCV fl	41,5- 52,5
MCHC g/dl	30- 33,5
PLT 10 ³ /μl	200- 600

Fuente: FELDMAN, Bernard. Schalm's Veterinary hematology (2000)

Tabla 9. Rangos hematológicos del gato

RANGOS HEMATOLÓGICOS DEL GATO	
WBC 10 ³ /μl	5,5-19,5
LYM 10 ³ /μl	1,5- 7,0
RBC 10 ⁶ /μl	5-11
HGB g/dl	8-15
HCT %	26-46
MCV fl	37-49
MCH pg	12-17
MCHC g/dl	32-35
PLT 10 ³ /μl	150- 400
NEUTRÓFILOS	2,5- 12,5
LINFOCITOS	1,5- 7
MONOCITOS	0-3
BANDAS	0-3
BASOFILOS	0-2
EOSINOFILOS	0,1- 1,5

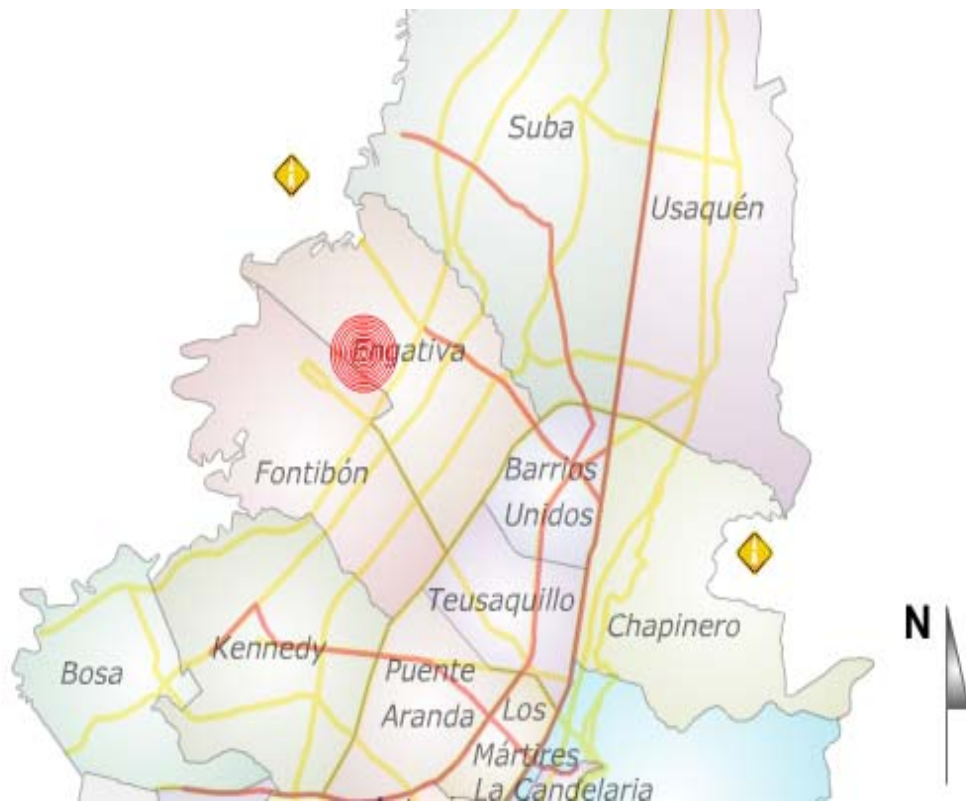
Fuente: DAY, Michael; MACKIN, Andrew. Manual of canine and feline haematology and transfusion medicine (2000)

3. MATERIALES Y METODOS

3.1. LOCALIZACIÓN

El proyecto se llevará a cabo en el Centro de Tenencia y adopción canina y felina de Bogotá D.C. ubicado en la Carrera 106ª N° 67 – 02, barrio El Muelle.

Figura 15. Ubicación Centro de Tenencia y adopción canina y felina



Fuente: www.bogota.gov.co/mad/buscador.php

3.2. POBLACIÓN Y MUESTRA

La población usada fueron 152 gatos sanos mayores de 9 meses de edad para realizar las actividades experimentales, de los cuales se tomó una muestra única de sangre de 2 ml para realizar el perfil hematológico.

3.3. VARIABLES

Tabla 10. Variables continuas

VARIABLES CONTINUAS
Peso
Glóbulos blancos
Linfocitos
Células inmaduras
Granulocitos
Glóbulos rojos
Hematocrito
Hemoglobina
Hemoglobina corpuscular media
Concentración media de hemoglobina corpuscular
Plaquetas
Plaquetocrito
Volumen plaquetario mínimo
Amplitud plaquetaria y eritrocitaria
Neutrófilos
Linfocitos
Monocitos
Bandas
Basófilos
Eosinófilos
Edad

Tabla 11. Variables independientes

VARIABLES INDEPENDIENTES	
Reseña	Raza Sexo Edad
Recuentos	Plaquetas Neutrófilos Linfocitos Monocitos Bandas Glóbulos blancos Linfocitos Células inmaduras Granulocitos Glóbulos rojos

Tabla 12. Variables dependientes

VARIABLES DEPENDIENTES	
Pruebas hematológicas de rutina	Hematocrito Hemoglobina Hemoglobina corpuscular media Concentración media de hemoglobina corpuscular Plaquetas Plaquetocrito Volumen plaquetario mínimo PDWc

3.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

A los 152 gatos usados en el estudio se les tomó una muestra de sangre de la vena cefálica de aproximadamente 2 ml con el fin de realizar un perfil hematológico de cada una de ellas.

En este trabajo se realizó un estudio analítico (estableciendo rangos hematológicos de los gatos de Bogotá) por medio de Estadística descriptiva, la cual se usa para describir y analizar un grupo dado.

En un principio se tabularon los resultados obtenidos en los perfiles hematológicos y el conteo diferencial, una vez recogidos estos datos, procedimos al análisis descriptivo de los mismos.

3.4.1. Estadística descriptiva

3.4.1.1. Medidas de tendencia central

La primera medida que tuvimos en cuenta, siendo la más evidente para describir un conjunto de observaciones numéricas, es la media.

“La media no es más que la suma de todos los valores de una variable dividida entre el número total de datos de los que se dispone.

Si denotamos por (X_1, X_2, \dots, X_n) los n datos que tenemos recogidos de la variable en cuestión, el valor medio vendrá dado por:

$$Media(X) = \frac{\sum_{j=1}^n X_j}{n}$$

Una vez calculada la media de cada uno de los valores incluidos en el estudio, se procedió a calcular la mediana, la cual es la observación equidistante de los extremos.

Si la media y la mediana son iguales, la distribución de la variable es simétrica. La media es muy sensible a la variación de las puntuaciones. Sin embargo, la mediana es menos sensible a dichos cambios.

Por último, otra medida de tendencia central, que se realizó, a pesar de que no es tan usual como las anteriores, es la moda, siendo éste el valor de la variable que presenta una mayor frecuencia”⁵³.

En el presente estudio la medida de tendencia central se tuvo en cuenta fue la media, ya que a partir de ella se pudo determinar los promedios de cada uno de los valores que se analizaron.

3.4.1.2. Medidas de dispersión

“La varianza (S^2) de los datos es la más utilizada. Es la media de los cuadrados de las diferencias entre cada valor de la variable y la media aritmética de la distribución.

$$S^2_X = \frac{\sum_{j=1}^n (X_j - Media(X))^2}{n}$$

Esta varianza muestral se obtiene como la suma de las de las diferencias de cuadrados y por tanto tiene como unidades de medida el cuadrado de las unidades de medida en que se mide la variable estudiada.

⁵³ FERNÁNDEZ, Pita S, DÍAZ, Pértega. Estadística descriptiva de los datos. (Marzo, 2001) Disponible en Internet en: <http://www.fisterra.com/mbe/investiga/10descriptiva/10descriptiva.asp>. España

La desviación típica (S) es la raíz cuadrada de la varianza. Expresa la dispersión de la distribución y se expresa en las mismas unidades de medida de la variable. La desviación típica es la medida de dispersión más utilizada en estadística.

$$S_x = \sqrt{\frac{\sum_{j=1}^n (X_j - Media(X))^2}{n}}$$

Aunque esta fórmula de la desviación típica muestral es correcta, en la práctica, la estadística nos interesa para realizar inferencias poblacionales, por lo que en el denominador se utiliza, en lugar de n, el valor n-1.

Por tanto, la medida que se utiliza es la cuasidesviación típica, dada por:

$$S_x = \sqrt{\frac{\sum_{j=1}^n (X_j - Media(X))^2}{n-1}}$$

Aunque en muchos contextos se utiliza el término de desviación típica para referirse a ambas expresiones.

El haber cambiado el denominador de n por n-1 está en relación al hecho de que esta segunda fórmula es una estimación más precisa de la desviación estándar verdadera de la población y posee las propiedades que se necesita para realizar inferencias a la población.

Cuando se quieren señalar valores extremos en una distribución de datos, se suele utilizar la amplitud como medida de dispersión. La amplitud es la diferencia entre el valor mayor y el menor de la distribución.

Como medidas de variabilidad más importantes, conviene destacar algunas características de la varianza y desviación típica:

- Son índices que describen la variabilidad o dispersión y por tanto cuando los datos están muy alejados de la media, el numerador de sus fórmulas será grande y la varianza y la desviación típica lo serán.
- Al aumentar el tamaño de la muestra, disminuye la varianza y la desviación típica. Para reducir a la mitad la desviación típica, la muestra se tiene que multiplicar por 4.
- Cuando todos los datos de la distribución son iguales, la varianza y la desviación típica son iguales a 0.
- Para su cálculo se utilizan todos los datos de la distribución; por tanto, cualquier cambio de valor será detectado.

Otra medida que se suele utilizar es el coeficiente de variación (CV). Es una medida de dispersión relativa de los datos y se calcula dividiendo la desviación típica muestral por la media y multiplicando el cociente por 100. Su utilidad estriba en que permite comparar la dispersión o variabilidad de dos o más grupos. Sin embargo, no se puede comparar dos variables que tienen escalas de medidas diferentes, por lo que se calculan los coeficientes de variación:

Cuando los datos se distribuyen de forma simétrica (ya se ha dicho que esto ocurre cuando los valores de su media y mediana están próximos), se usan para describir esa variable su media y desviación típica. En el caso de distribuciones asimétricas, la mediana y la amplitud son medidas más adecuadas”.⁵⁴

Para efectuar el análisis estadístico del presente estudio la medida de dispersión utilizada fue la desviación estándar, ya que a partir de la misma se determinaron los rangos de cada uno de los valores analizados en nuestro estudio.

⁵⁴ MARTÍN Andrés A, LUNA DEL CASTILLO, JD. Bioestadística para las ciencias de la salud. Madrid, España. Editorial Norma, 2004. 31 - 34 p

3.4.2. Coeficiente de correlación

Con el fin de comprobar la correlación que debería existir entre algunos de los valores obtenidos, se optó por buscar el coeficiente de correlación de los mismos.

“La correlación, o grado de relación entre las variables, se estudia para determinar en qué medida una ecuación lineal o de otro tipo describe o explica de una forma adecuada la relación entre las variables.

Si todos los valores de las variables satisfacen exactamente una ecuación, se dice que las variables están correlacionadas perfectamente o que hay una correlación perfecta entre ellas. Cuando se trata de dos variables solamente, se habla de correlación simple y de regresión múltiple, la cual fue el tipo de correlación que se llevó a cabo con los datos obtenidos, solamente se usaban de a dos variables para determinar su correlación. Cuando se trata de más de dos variables se habla de correlación múltiple y de regresión múltiple.

El coeficiente de correlación(r) varía entre -1 y $+1$. Los signos \pm se utilizan para la correlación lineal positiva y la correlación lineal negativa, respectivamente.

Nótese que r es una cantidad sin dimensiones, es decir, no depende de las unidades empleadas.”⁵⁵

3.5. MÉTODOS Y PROCEDIMIENTOS

En el centro de tenencia y adopción de caninos y felinos se tomaron todos los gatos y se tranquilizaron con xilacina intramuscular, se espera aproximadamente 20 minutos dentro de los cuales los animales se tranquilizan y pueden ser

⁵⁵ SPIEGEL, Murray. Teoría y problemas de estadística. Bogotá, Colombia. Editorial McGraw – Hill Latinoamericana S.A. 1970. 241, 244 p.

manipulados, teniendo en cuenta las reacciones ante la captura y la inversión del tercer parpado hacia la mitad del ojo.

Se observan por tamaños para discriminar a los jóvenes, además de un peso considerable, pues se presentan muchos casos de desnutrición. Se cogen de la jaula con los guantes de carnaza, mientras se observa la reacción del animal pues algunos tardan más en llegar al efecto deseado.

Se le coloca un bozal, se acuesta sobre la mesa y se le realiza el examen clínico donde se decide si el paciente está clínicamente sano y es apto para el muestreo. Después de esto el animal es inmovilizado mediante el uso de una sabana en la cual se envuelve al animal y se deja expuesto el miembro anterior con una vena cefálica más grande.

Figura 16. Inmovilización paciente



Fuente. Archivo personal

En caso de que los animales se mostraran igualmente agresivos se envolvía la mano con cinta de enmascarar, con el fin de evitar que rasguñara al operario que toma la muestra.

Figura 17. Mano del paciente envuelta en cinta de enmascarar



Fuente. Archivo personal

La selección del lugar en que se realizó la punción venosa dependía principalmente del grosor de la misma, la que se viera mejor sobre la piel o sentirla claramente, se depiló el área con cuchilla minora, se desinfectó con un algodón y alcohol para minimizar el riesgo de contaminación. Posteriormente se realizó el torniquete en la porción más proximal del miembro teniendo cuidado de no hacer demasiada fuerza ni apretarla mucho, ya que esto podría dañar las células o provocar la aparición de demasiado fluido tisular en la muestra, se estabilizó la vena y se introdujo la aguja (estéril, seca y afilada de calibre 22 de bisel corto), previamente anclada a la camisa para Vacutainer, y se introdujo en ella el tubo al vacío (2ml) ya que la recolección directa en el tubo de vacío permite tomar la cantidad correcta de sangre a una velocidad de aspiración segura que rápidamente se mezcla con el EDTA.

Al completarse se extrae el tubo, se manipula suavemente el tubo de tal forma que haya una mezcla homogénea de la sangre con el anticoagulante, se marcaba cada muestra con la reseña del paciente y luego se guardaba en la nevera. Cada muestra se revisó para detectar la formación de coágulos, en dado caso se repetía la muestra del miembro contrario o de la vena yugular. Las muestras coaguladas se descartaron.

Figura 18. Toma de la muestra



Fuente. Archivo personal

Se tomó una sola muestra por cada animal disponible en el Centro de tenencia y adopción canina y felina.

Figura 19. Almacenamiento de la muestra



Fuente: Archivo personal

Inmediatamente las muestras eran transportadas hacia el laboratorio clínico de la clínica de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad de la Salle en donde se procesaban lo más rápido posible manteniéndolas en refrigeración durante el transporte, luego se realizaron los respectivos frotis de sangre a los cuales se les hizo coloración de Wright, y se marcaron numéricamente tanto las muestras como las láminas.

Figura 20. Procesamiento de las muestras



Fuente: Archivo personal

A estas últimas se les dejaba secar, y se hacía diferenciación celular y morfología por medio de un examen microscópico, se anotaron y tabularon todos los datos tanto del examen automático como de la corrección manual.

Una vez obtenidos los resultados, se tabularon con el fin de establecer los rangos referenciales hematológicos normales de los gatos domésticos de Bogotá D.C. y el posterior análisis de los mismos, la discusión de resultados y por último se postularon las respectivas conclusiones.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tras analizar las muestras realizadas a 152 felinos domésticos ubicados en el Centro de tenencia y adopción canina y felina; se obtuvieron los siguientes resultados que a continuación se presentaran en formas de tablas gráficas, haciéndose la discusión de estas con base a la bibliografía consultada.

4.1. RANGOS HEMATOLÓGICOS EN FELINOS DOMÉSTICOS DE BOGOTÁ D.C.

Tabla 13. Resultados estudio

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
WBC 10 ³ /μl	6,00658875	11,10875	16,2109113
LYM 10 ³ /μl	0,74040285	3,57401316	6,40762347
MID 10 ³ /μl	-0,2287927	0,65763158	1,54405586
GRA 10 ³ /μl	3,33046189	6,95671053	10,5829592
RBC 10 ⁶ /μl	7,11404299	9,33776316	11,5614833
HGB g/dl	9,33709447	11,7092105	14,0813265
HCT %	29,1062959	36,6540132	44,2017305
MCV fl	36,5393147	39,6776316	42,8159485
MCH pg	11,2920636	12,7004605	14,1088574
MCHC g/dl	29,1561345	32,0269737	34,8978129
RDWc %	19,5407159	21,1171053	22,6934947
PLT 10 ³ /μl	263429,986	341910,596	420391,206
PCT %	-0,06266577	0,31769737	0,69806051
MPV fl	8,19221622	10,2484868	12,3047574
PDWc %	30,2941839	36,1453947	41,9966055
NEUTRÓFILOS	58,3804767	67,7763158	77,0821549

LINFOCITOS	19,7314331	28,4276316	37,1238159
MONOCITOS	-0,22651655	1,46052632	3,14756918
BANDAS	0	0	0
BASOFILOS	-0,22002237	0,09210053	0,40422343
EOSINOFILOS	0,03567818	2,24342105	4,45116393

WBC= Recuento células blancas **LYM=** Linfocitos **MID=** Células intermedias **GRA=** Granulocitos
RBC= Recuento Glóbulos rojos **HGB=** Hemoglobina **HCT=** Hematocrito **MCV=** Volumen corpuscular medio **MCH=** Hemoglobina corpuscular media **MCHC=** Concentración media de hemoglobina corpuscular **PLT=** Plaquetas **PCT=** Plaquetocrito **MPV=** Volumen plaquetario mínimo **RDWc=** Amplitud de eritrocitos

● Datos obtenidos del contador automático DIATRON ARCUS

● Datos obtenidos conteo celular manual

Las medidas de centralización (media, moda y mediana) como las medidas de dispersión (desviación estándar, varianza, coeficiente de asimetría, rango) se encuentran en la tabla 14.

4.1.1. Glóbulos blancos

Tabla 15. Rangos glóbulos blancos en felinos domésticos de Bogotá D.C.

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
WBC 10³/μl	6,00658875	11,10875	16,2109113

Gráfica 1. Rangos glóbulos blancos en felinos domésticos de Bogotá D.C.

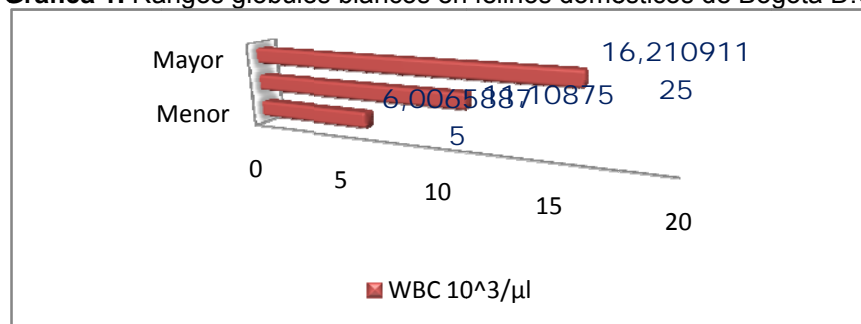


Tabla 14. Valores determinados en la estadística descriptiva.

	<i>WBC</i> 10 ³ /μl	<i>LYM</i> 10 ³ /μl	<i>MID</i> 10 ³ /μl	<i>GRA</i> 10 ³ /μl	<i>RBC</i> 10 ⁶ /μl	<i>HGB</i> g/dl	<i>HCT</i> %	<i>MCV</i> fl	<i>MCH</i> pg	<i>MCHC</i> g/dl	<i>RDWc</i> %	<i>PLT</i> 10 ³ /μl	<i>PCT</i> %	<i>MPV</i> fl	<i>PDWc</i> %
Media	11,11	3,57	0,09	6,96	9,34	11,71	36,65	39,68	12,7	32,03	21,12	341,91	0,32	10,25	36,15
Error típico	0,41	0,23	0,07	0,29	0,18	0,19	0,61	0,25	0,11	0,23	0,13	6,36	0,03	0,17	0,47
Mediana	9,815	2,97	0,49	6,265	8,915	11,7	37,065	40,5	12,8	31,75	20,9	342,3	0,245	10,7	38,4
Moda	9,74	2,53	0,33	6,5	8,15	11	43,98	42	12,7	31,5	19,9	308,7	0,22	11,7	40
Desviación estándar	5,1	2,83	0,89	3,63	2,22	2,37	7,55	3,14	1,41	2,87	1,58	78,48	0,38	2,06	5,85
Varianza de la muestra	26,03	8,03	0,79	13,15	4,94	5,63	56,97	9,85	1,98	8,24	2,49	6159206,15	0,14	4,23	34,24
Coefficiente de Variación	45,90	79,27	134,85	52,16	23,77	20,24	20,60	7,91	11,10	8,96	7,48	22,95	118,75	20,10	16,18
Coefficiente de asimetría	0,84	3,61	8,11	0,69	0,52	-0,15	-0,13	-0,76	2,11	5,1	0,35	0,74	5,46	-0,83	-1,25
Rango	23,64	24,99	9,98	16,71	12,29	12	35,44	16	14,1	36,3	9,1	441	3,05	9,2	24,6
Mínimo	2,76	0,15	0,02	0,68	4,52	5,8	19,3	30	8,9	22,2	16,8	191,1	0,01	4,8	19,9
Máximo	26,4	25,14	10	17,39	16,81	17,8	54,74	46	23	58,5	25,9	632,1	3,06	14	44,5
Suma	1688,53	543,25	99,96	1057,42	1419,34	1779,8	5571,41	6031	1930,47	4868,1	3209,8	51628,5	48,29	1557,77	5494,1
Cuenta	152	152	152	152	152	152	152	152	152	152	152	151	152	152	152

WBC= Recuento células blancas **LYM=** Linfocitos **MID=** Células intermedias **GRA=** Granulocitos **RBC=** Recuento Glóbulos rojos **HGB=** Hemoglobina **HCT=** Hematocrito **MCV=** Volumen corpuscular medio **MCH=** Hemoglobina corpuscular media **MCHC=** Concentración media de hemoglobina corpuscular **PLT=** Plaquetas **PCT=** Porcentaje plaquetario. **MPV=** Volumen plaquetario mínimo **RDWc=** Amplitud de eritrocitos **PCT=** Plaquetocrito

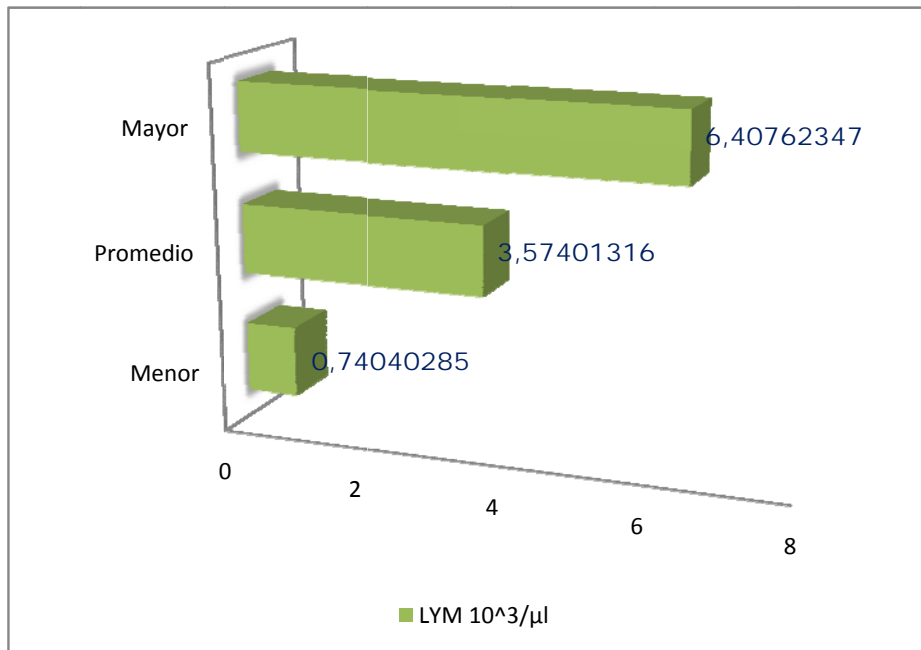
Los valores mínimo y máximo hallados fueron 6.01 y 16.21 respectivamente.

4.1.2. Linfocitos

Tabla 16 . Rangos linfocitos en felinos domésticos de Bogotá D.C.

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
LYM $10^3/\mu\text{l}$	0,74040285	3,57401316	6,40762347

Gráfica 2. Rangos linfocitos en felinos domésticos de Bogotá D.C.



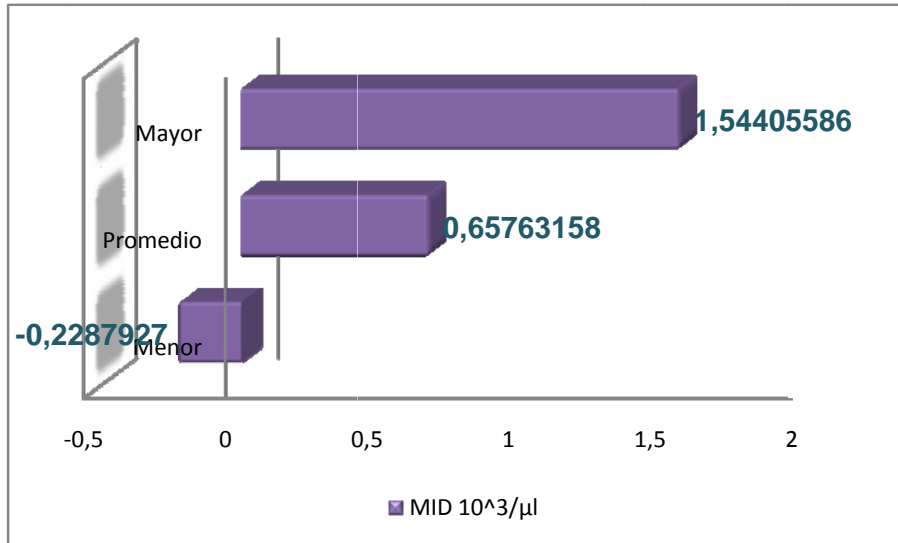
La distribución de linfocitos (LYM) obtuvo un promedio de $3.57 \pm 2.83 \cdot 10^3/\mu\text{l}$.

4.1.3. Células intermedias (MID)

Tabla 17. Rangos células intermedias en felinos domésticos de Bogotá D.C.

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
MID $10^3/\mu\text{l}$	-0,2287927	0,65763158	1,54405586

Gráfica 3. Rangos células intermedias en felinos domésticos de Bogotá D.C.



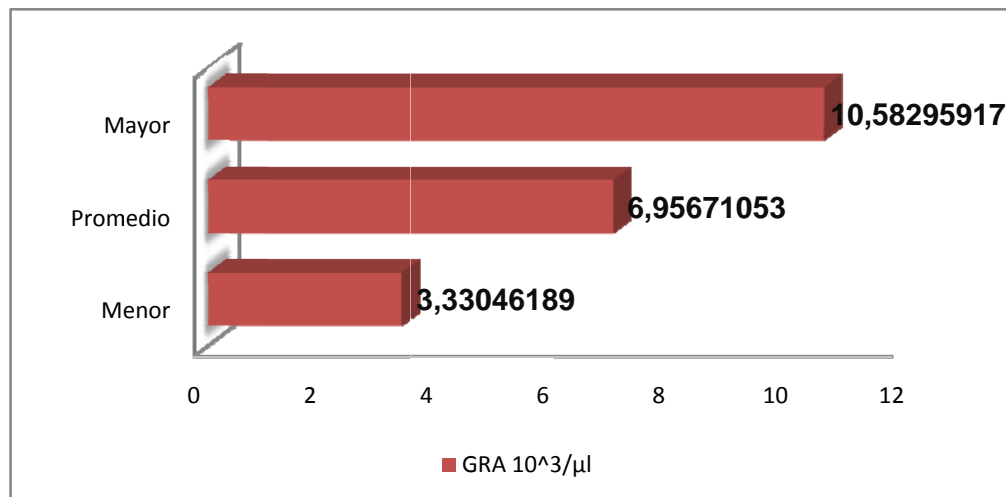
Las células intermedias (MID, que el contador las agrupa entre monocitos y algunos eosinófilos inmaduros) alcanzaron una media de $0.09 \pm 0.88 \times 10^3/\mu\text{l}$.

4.1.4. Granulocitos

Tabla 18. Rangos granulocitos en felinos domésticos de Bogotá D.C.

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
GRA $10^3/\mu\text{l}$	3,330,461.89	6,956,710.53	10,582,959.2

Gráfica 4. Rangos granulocitos en felinos domésticos de Bogotá D.C.



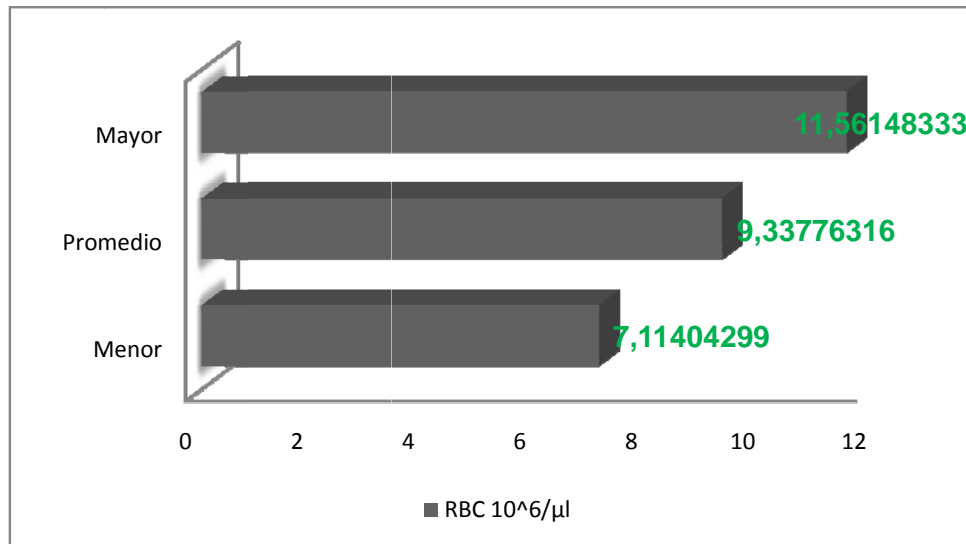
Los granulocitos (GRA, que el contador los agrupa como neutrófilos, eosinófilos y basófilos), tuvieron un valor promedio de $6.95 \pm 3.62 \times 10^3/\mu\text{l}$.

4.1.5. Recuento de glóbulos rojos

Tabla 19. Rango recuento de glóbulos rojos en felinos domésticos de Bogotá D.C.

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
RBC 10 ⁶ /μl	7,11404299	9,33776316	11,5614833

Gráfica 5. Rango recuento de glóbulos rojos en felinos domésticos de Bogotá D.C.



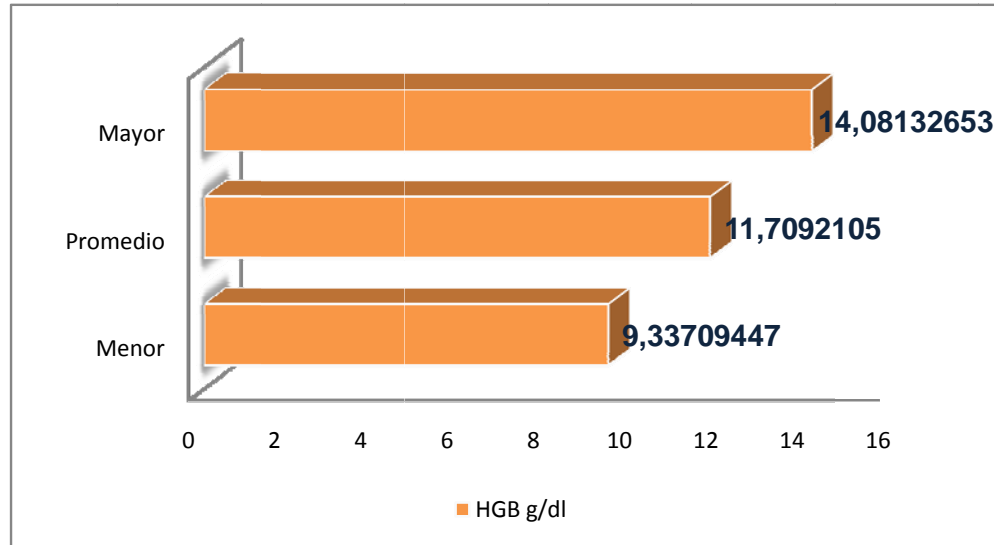
El valor promedio en el recuento de glóbulos rojos(RBC) fue de 9.33, con una desviación +/- 2.22. Los valores oscilaron entre 7.11 y 11.56 g/dl.

4.1.6. Hemoglobina

Tabla 20. Rangos hemoglobina en felinos de Bogotá D.C.

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
HGB g/dl	9,337094	11,70921	14,08133

Gráfica 6. Rangos hemoglobina en felinos de Bogotá D.C.



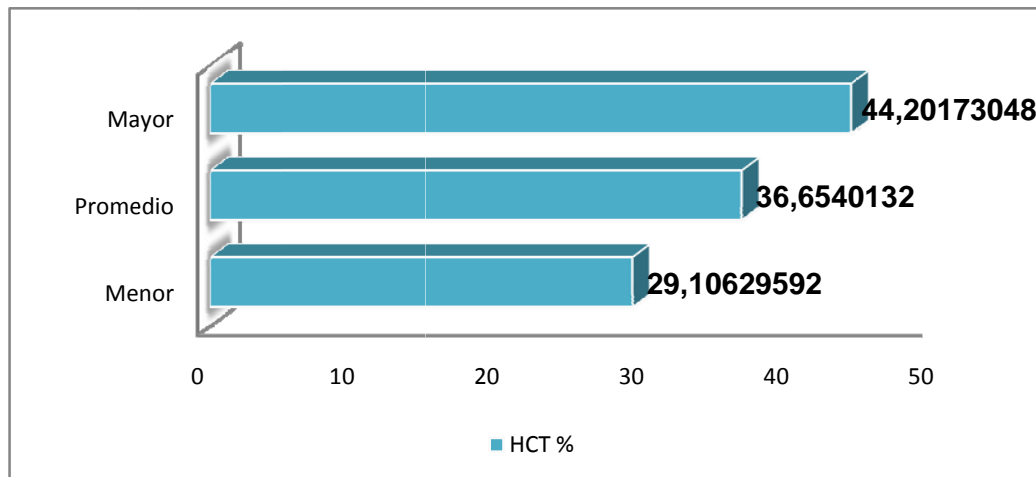
La Concentración de hemoglobina (HGB) para los 152 animales muestreados correspondió a un promedio de 11.70, con una desviación de +/- 2.37. Los valores fluctuaron entre 5.8 y 17.8 g/dl.

4.1.7. Hematocrito

Tabla 21. Rangos hematocrito en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
HCT %	29,1062959	36,6540132	44,2017305

Gráfica 7. Rangos hematocrito en felinos de Bogotá D.C



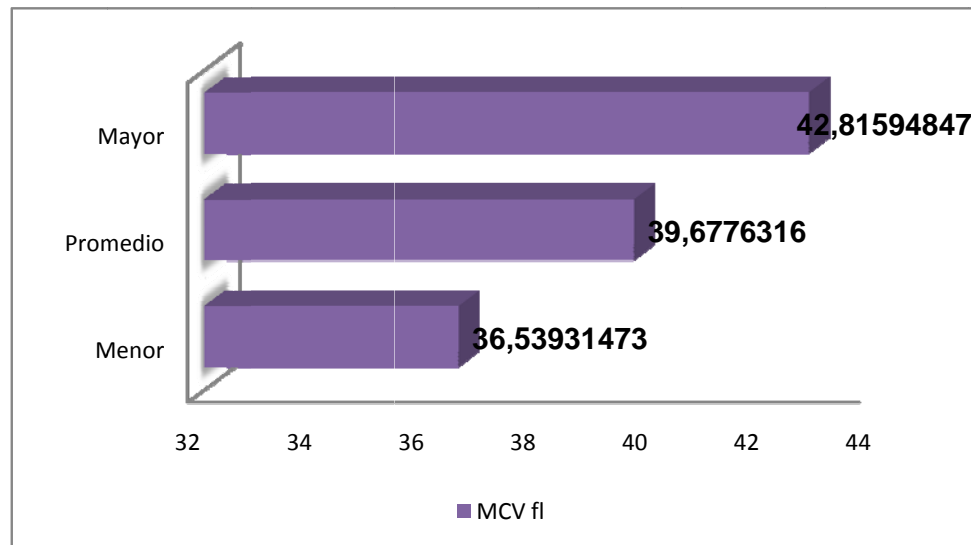
El hematocrito(HCT) promedio para el total de los animales fue de 36.65 +/- 7.54. Los parámetros se encontraron dentro de 29.10 y 44.20 %.

4.1.8. Volumen corpuscular medio

Tabla 22. Rangos volumen corpuscular medio en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
MCV fl	36,5393147	39,6776316	42,8159485

Gráfica 8. Rangos volumen corpuscular medio en felinos de Bogotá D.C



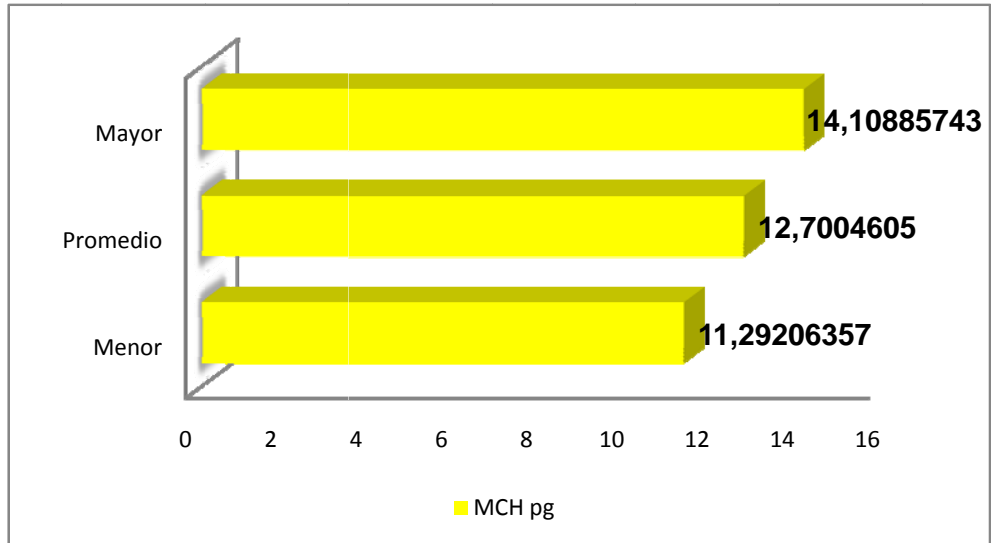
El volumen corpuscular medio (MCV) se determinó en 39.67+/- 3.13 fl. Los datos variaron de 36.53 a 42.81 fl o mm³.

4.1.9. Hemoglobina corpuscular media

Tabla 23. Rangos hemoglobina corpuscular media en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
MCH pg	11,2920636	12,7004605	14,1088574

Gráfica 9. Rangos hemoglobina corpuscular media en felinos de Bogotá D.C



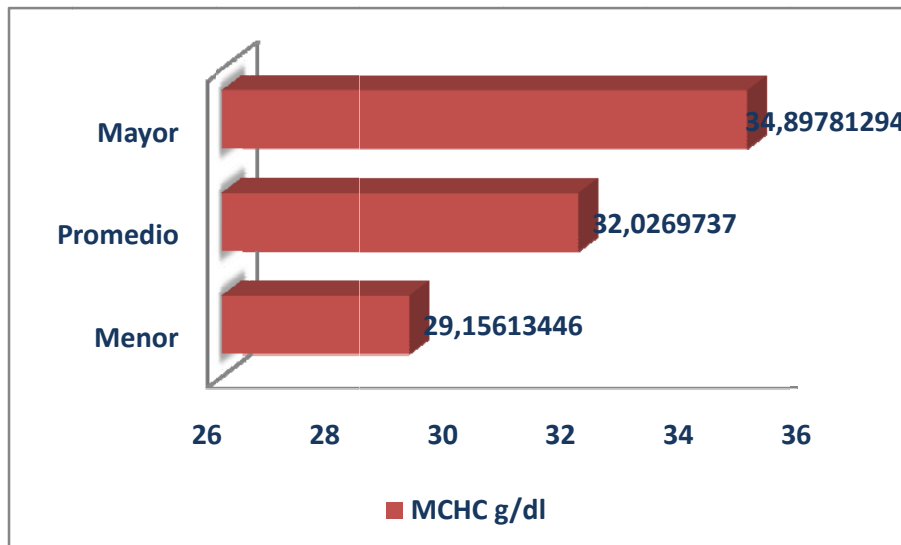
Para la hemoglobina Corpuscular Media (MCH), el promedio fue de 12.70 +/- 1.40 pg. Los valores máximo y mínimo fueron 11.29 y 14.10 respectivamente.

4.1.10 Concentración media de hemoglobina corpuscular

Tabla 24. Rangos concentración media de hemoglobina corpuscular en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
MCHC g/dl	29,1561345	32,0269737	34,8978129

Gráfica 10. Rangos concentración media de hemoglobina corpuscular en felinos de Bogotá D.C



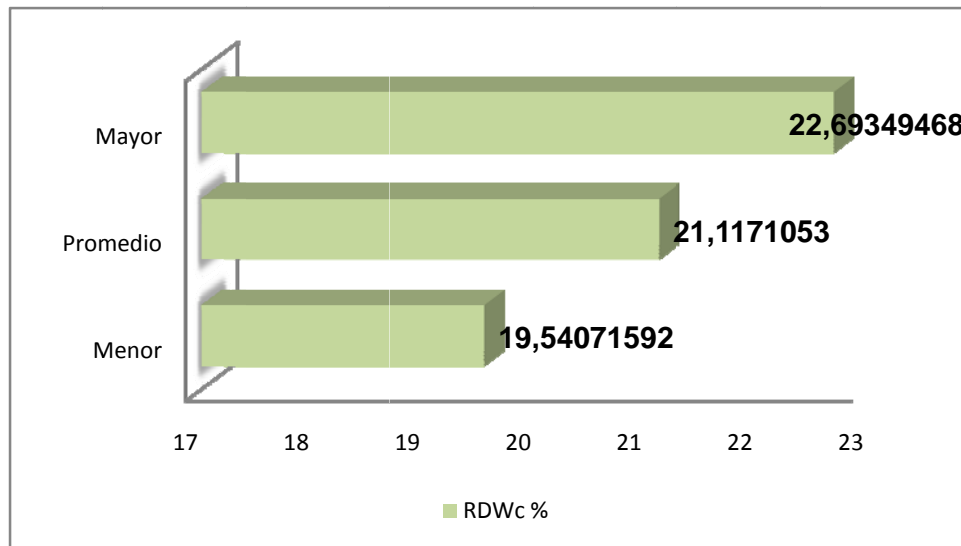
La concentración media de hemoglobina corpuscular (MCHC) se estimó en 32.± 2.87. Los valores oscilaron entre 29.15 y 34.89.

4.1.11. Amplitud de eritrocitos

Tabla 25. Rangos amplitud de eritrocitos en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
RDWc %	19,54072	21,11711	22,69349

Gráfica 11. Rangos amplitud de eritrocitos en felinos de Bogotá D.C



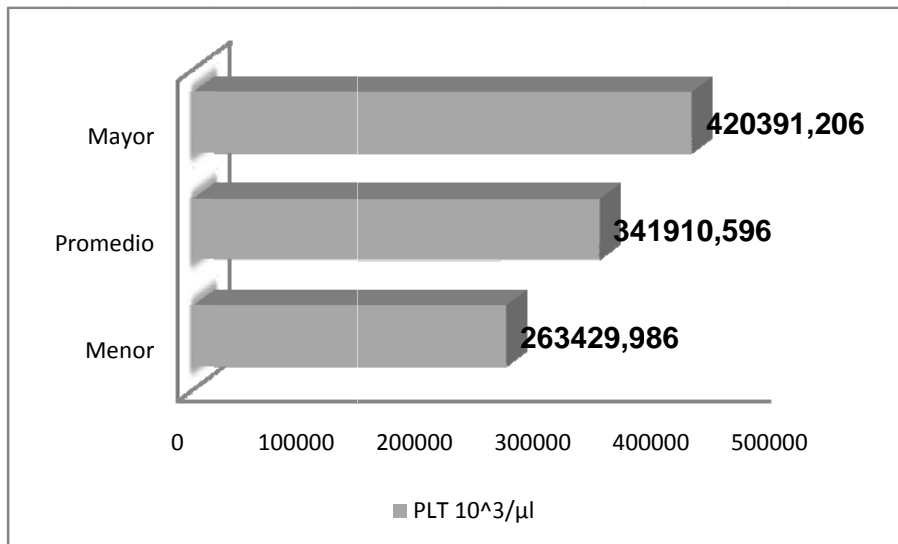
La amplitud de los eritrocitos (RDWc) que es un porcentaje, se promedió en 21.11 ± 1.57%. Los rangos oscilaron entre 19.54 y 22.69.

4.1.12. Recuento total de plaquetas

Tabla 26. Rangos recuento total de plaquetas en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
PLT 10 ³ /μl	263430	341910,6	420391,2

Gráfica 12. Rangos recuento total de plaquetas en felinos de Bogotá D.C



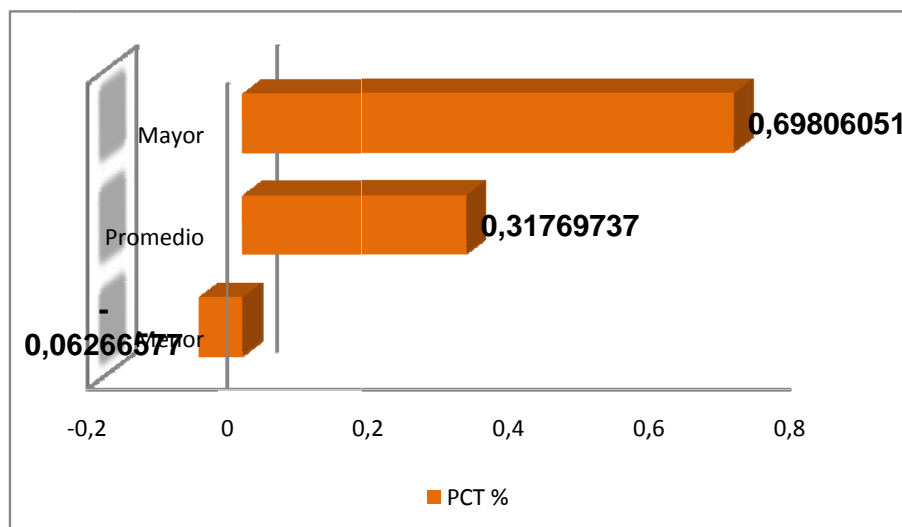
El recuento total de plaquetas para la población total, se estableció en 341910 +/- 78480%. Los valores se hallaron entre 263429 y 420391.

4.1.13. Plaquetocrito

Tabla 27. Rangos plaquetocrito en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
PCT %	-0,06266577	0,31769737	0,69806051

Gráfica 13. Rangos plaquetocrito en felinos de Bogotá D.C



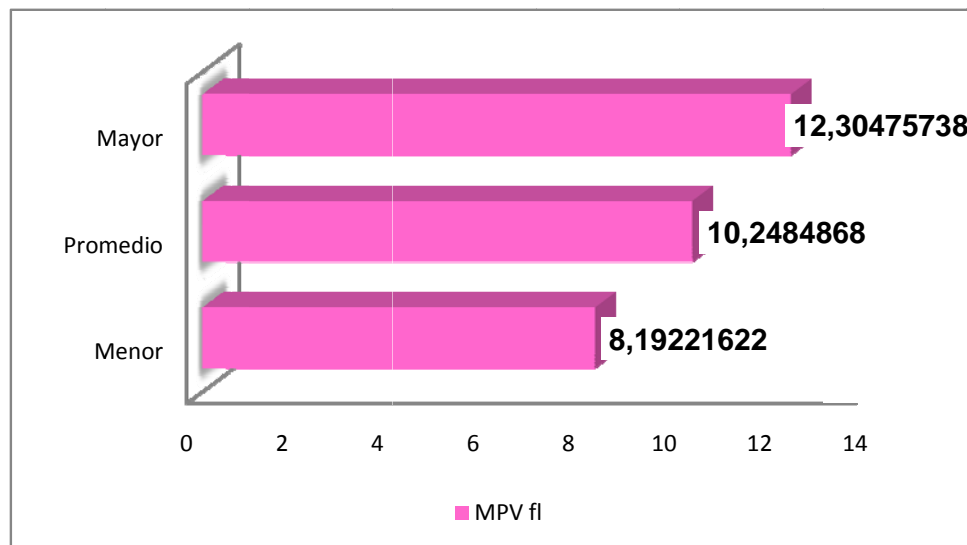
El trombocrito o plaquetocrito (PCT Thrombocrit por su traducción en inglés) promedio fue de 0.31% +/- 0.38. El rango fue de 0 a 0.69%.

4.1.14. Volumen plaquetario medio

Tabla 28. Rangos volumen plaquetario medio en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
MPV fl	8,192216	10,24849	12,30476

Gráfica 14. Rangos volumen plaquetario medio en felinos de Bogotá D.C



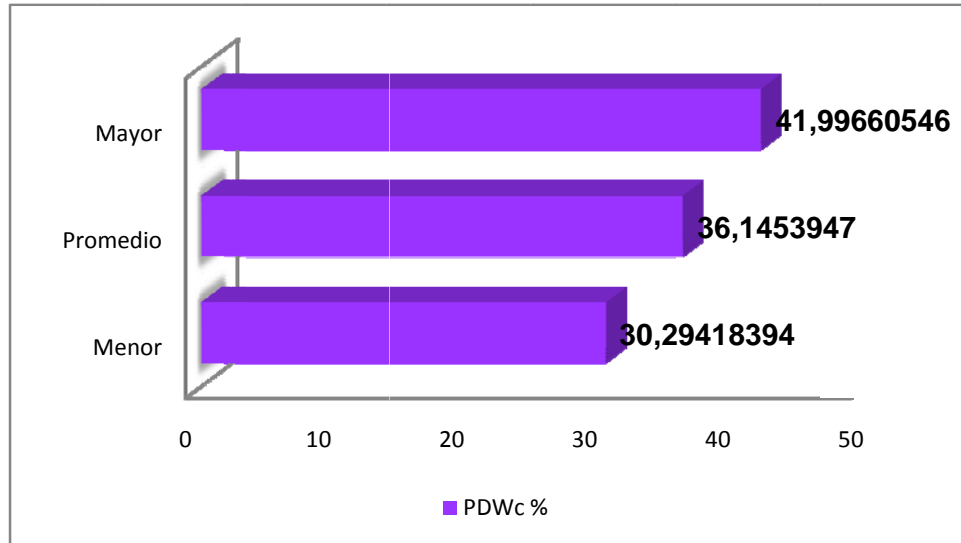
El volumen plaquetario medio (MPV) se estimó en un promedio de 10.24 +/- 2.05 fl. Los valores menor y mayor fueron de 8.19 y 12.30 respectivamente.

4.1.15. Amplitud de las plaquetas

Tabla 29. Rangos amplitud de las plaquetas en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
PDWc %	30,29418	36,14539	41,99661

Gráfica 15. Rangos amplitud de las plaquetas en felinos de Bogotá D.C



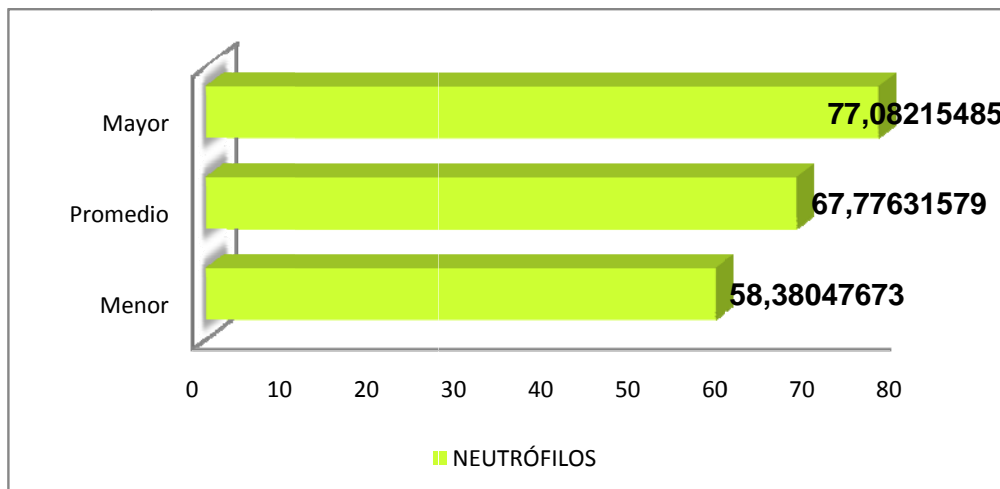
En cuanto a la amplitud de las plaquetas (PDWc%), se encontró un promedio de 36.14 +/- 5.85%, los datos variaron entre 30.29 y 41.99

4.1.16. Conteo manual de neutrófilos

Tabla 30. Rangos neutrófilos en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
NEUTRÓFILOS	58,38048	67,77632	77,08215

Gráfica 16. Rangos neutrófilos en felinos de Bogotá D.C



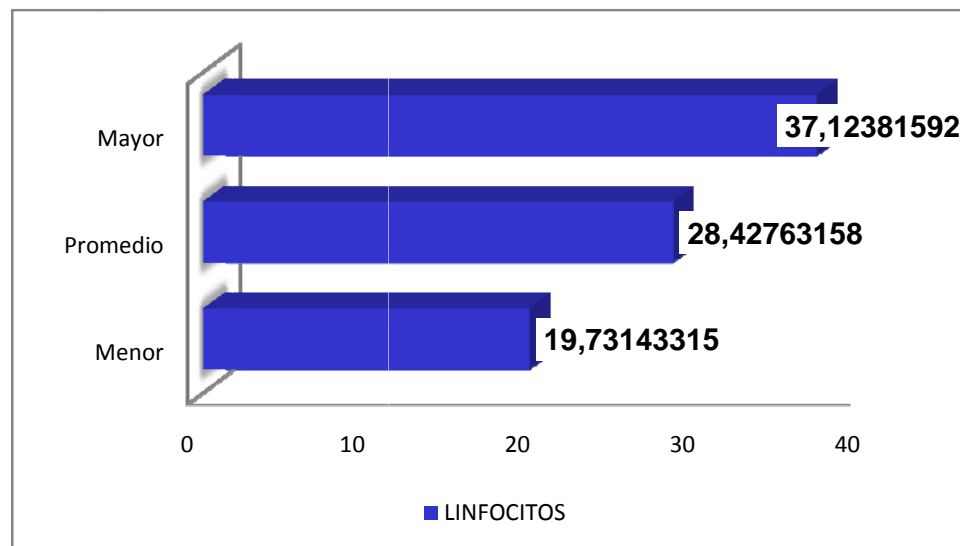
El promedio de Neutrófilos correspondió a 67.77 +/- 9.39%, el rango fluctuó entre 58.3 y 77.08%.

4.1.17. Conteo manual linfocitos

Tabla 31. Rangos linfocitos en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
LINFOCITOS	19,73143	28,42763	37,12382

Gráfica 17. Rangos linfocitos en felinos de Bogotá D.C



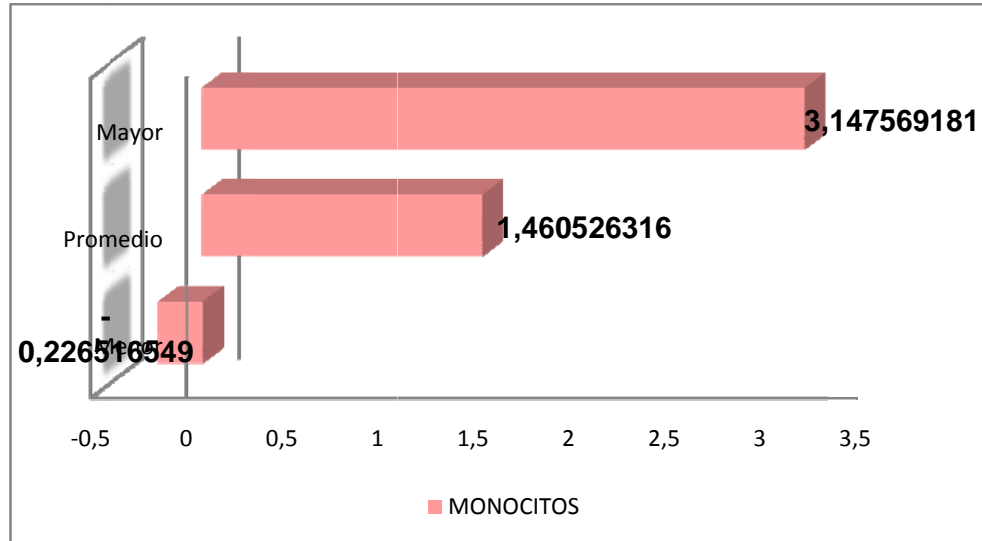
Los linfocitos mostraron un promedio de 28.42 +/- 8.69%. Los datos variaron entre 19.73 y 37.12%.

4.1.18. Conteo manual monocitos

Tabla 32. Rangos monocitos en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
MONOCITOS	-0,22652	1,460526	3,147569

Gráfica 18. Rangos monocitos en felinos de Bogotá D.C



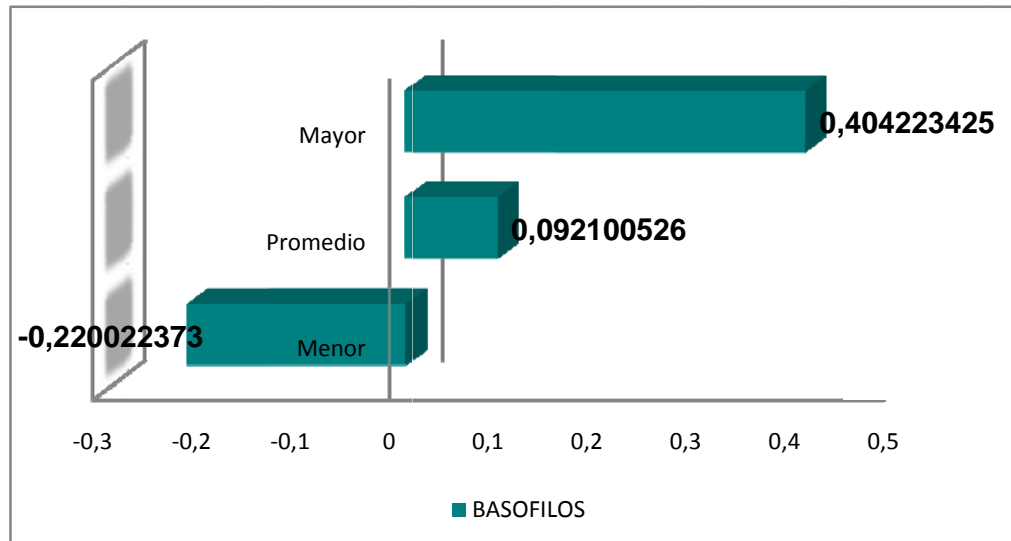
Los monocitos se encontraron en promedio de 1.46 +/- 1.68%. El rango oscilaba entre 0 y 3.14%.

4.1.19. Conteo manual basófilos

Tabla 33. Rangos basófilos en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
BASOFILOS	-0,22002	0,092101	0,404223

Gráfica 19. Rangos basófilos en felinos de Bogotá D.C



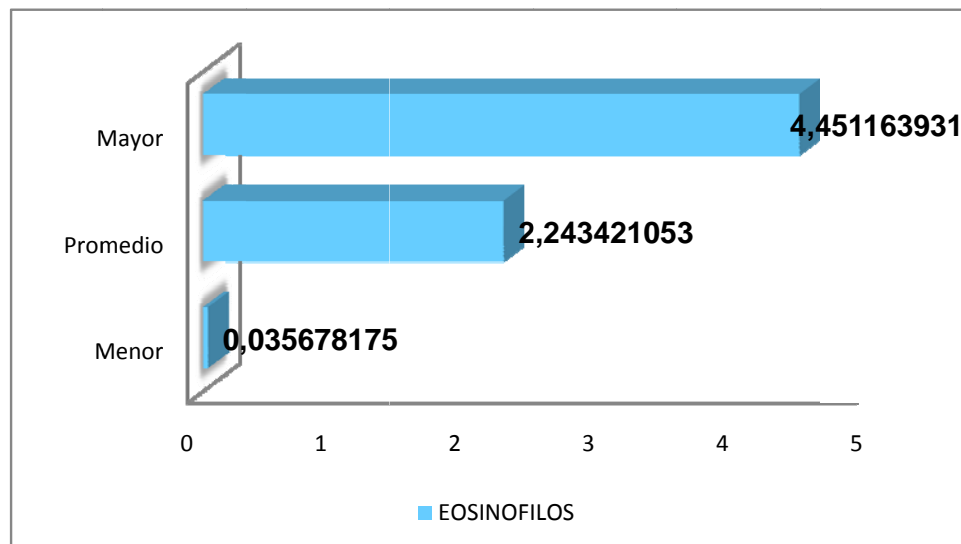
Los Basófilos fueron calculados en 0.09+/- 0.31. Dato mínimo 0 y máximo 0.4%.

4.1.20. Conteo manual eosinófilos

Tabla 34. Rangos eosinófilos en felinos de Bogotá D.C

Rangos	Menor	Promedio	Mayor
EOSINOFILOS	0,035678	2,243421	4,451164

Gráfica 20. Rangos eosinófilos en felinos de Bogotá D.C



Finalmente los eosinófilos tuvieron un valor promedio de 2.24 +/- 2.20%. El valor mínimo es 0.03 y el máximo de 4.45%.

4.2. ANALISIS DE CORRELACION

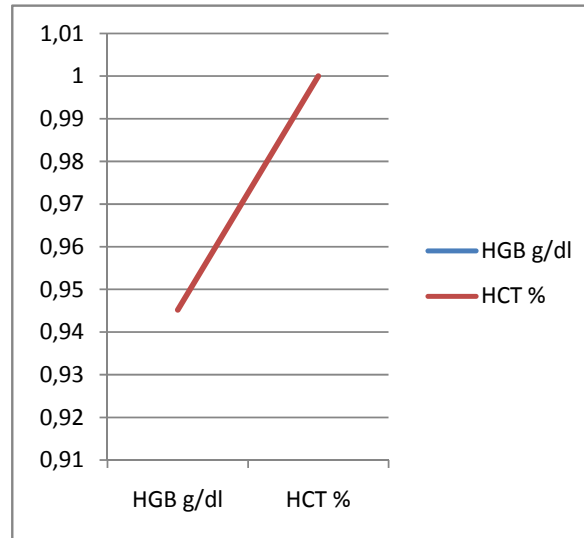
Se correlacionaron los siguientes datos, teniendo en cuenta la información que se expuso en el marco teórico y las variables que tienen relación entre sí:

4.2.1. Hematocrito-Hemoglobina

Tabla 35. Correlación Hemoglobina - Hematocrito

	HGB g/dl	HCT %
HGB g/dl	1	
HCT %	0,945211345	1

Gráfica 21. Correlación Hemoglobina - Hematocrito



Son directamente proporcionales, y tienen una correlación fuerte, debido a que hay una fórmula general (hemoglobina x 3 = hematocrito). En términos de precisión relativa, la concentración de hemoglobina se mide en forma directa por los contadores automáticos y ofrece la medición precisa sobre la capacidad de transporte de oxígeno de la sangre. Por su parte el hematocrito no es un valor medido, sino calculado a partir de las mediciones del contador de eritrocitos y el volumen corpuscular medio. Debido a que el hematocrito electrónico no tiene plasma atrapado, (el plasma que queda entre las células después de haber sido centrifugadas) su valor es 3 a 5% más bajo que el hematocrito convencional. Esto hace que el hematocrito sea menos preciso.⁵⁶

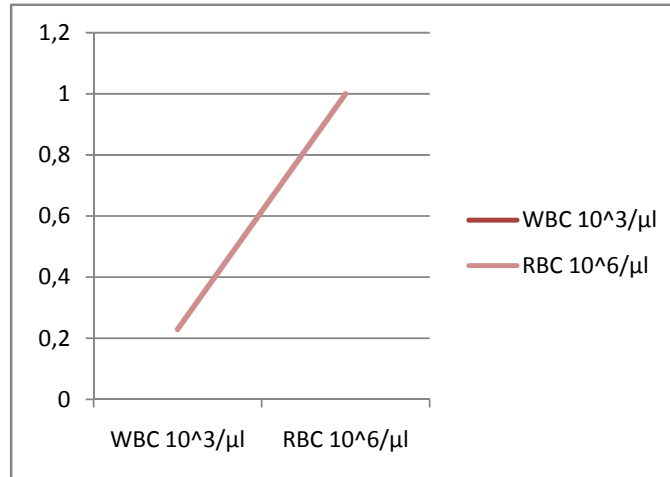
⁵⁶ PALENCIA, Edgar Lozano. Exámenes paraclínicos. 2005. Disponible en Internet en: <http://usuarios.lycos.es/edgarlp/paraclin.htm>. España

4.2.2. Leucocitos-Eritrocitos

Tabla 36. Correlación Leucocitos - Eritrocitos

	WBC 10 ³ /μl	RBC 10 ⁶ /μl
WBC 10 ³ /μl	1	
RBC 10 ⁶ /μl	0,229412142	1

Gráfica 22. Correlación Leucocitos - Eritrocitos



En general y de acuerdo al estudio no tienen mayor relación, sin embargo la cuenta de eritrocitos puede alterarse por un incremento en la cuenta de leucocitos mayor de 100 x 10³ por microlitro.

Esto se ve reflejado en infecciones muy severas en las que se presenta un aumento exagerado en la producción de leucocitos como respuesta a la infección, este aumento puede generar una falsa anemia en el paciente porque en el recuento general se ven desplazados por el alto número de leucocitos.

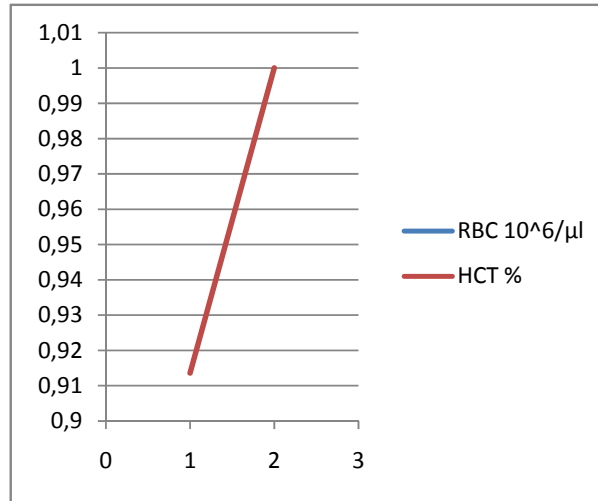
De igual forma el recuento de eritrocitos aumentará en situaciones de panleucopenia.

4.2.3. Volumen Corpuscular Medio- Hematocrito- Recuento de eritrocitos.

Tabla 37. Correlación Hematocrito - Recuento de Eritrocitos

	RBC 10 ⁶ /μl	HCT %
RBC 10 ⁶ /μl	1	
HCT %	0,913621546	1

Gráfica 23 . Correlación Hematocrito - Recuento de Eritrocitos



De acuerdo al estudio tienen una fuerte correlación, ya que el volumen corpuscular medio, depende directamente del hematocrito, mientras que el recuento total de eritrocitos es inversamente proporcional, es decir que mientras uno aumenta el otro disminuye. Según la biometría hemática la fórmula para determinar el volumen corpuscular medio es:

$$VCM = (Hto/RBC) \times 10$$

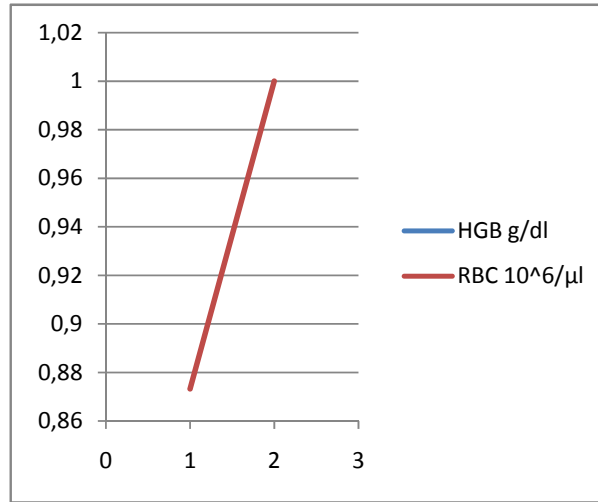
Hay que tener en cuenta que siempre hay unas ligeras variaciones según las condiciones del paciente, además, el volumen corpuscular medio de la población de eritrocitos se modifica por la aglutinación celular y los otros cambios osmóticos. En estas situaciones, una hinchazón repentina de los eritrocitos puede elevar de manera falsa el hematocrito calculado como producto de la cuenta de eritrocitos y el volumen corpuscular medio.

4.2.4. Concentración Media de Hemoglobina- Hemoglobina- Recuento de eritrocitos

Tabla 38. Correlación Hemoglobina - Recuento de Eritrocitos

	HGB g/dl	RBC 10 ⁶ /μl
HGB g/dl	1	
RBC 10 ⁶ /μl	0,87323233	1

Gráfica 24. Correlación Hemoglobina - Recuento de Eritrocitos



Hay factores que pueden afectar cualquier medición de hemoglobina dada. Las condiciones bajo las cuales la sangre es tomada puede alterar el valor obtenido. Por ejemplo, si el paciente está en posición erecta, la concentración de hemoglobina es de cerca de 0.7 g/dL más alta que si está en posición supina. Con ansiedad o dolor excesivo que se relacionan con la venopunción pueden ocasionarse descarga de catecolaminas y vasoconstricción, lo que causa una reacción inmediata en el volumen plasmático y aumenta la concentración de hemoglobina tanto como de 1 g/dL. También hay un número de factores ambientales que tienen funciones importantes, en particular aquéllos que afectan el aporte de oxígeno. La altura tiene un efecto predecible, hay aumento de hemoglobina de 1 g/dL por cada 3 a 4% de disminución en la saturación de oxígeno arterial además de un consiguiente aumento de los eritrocitos circulantes, por lo que el valor de la concentración media de hemoglobina no se afecta.

4.2.5. Neutrófilos- Linfocitos

Tabla 39. Correlación Neutrófilos - Linfocitos

	NEUTRÓFILOS	LINFOCITOS
NEUTRÓFILOS	1	
LINFOCITOS	-0,944902394	1

Son inversamente proporcionales debido a que son una medida de porcentaje en la cual, un aumento de los linfocitos, representa disminución en los neutrófilos y viceversa. Normalmente los neutrófilos son más altos que los linfocitos. También hay que tener en cuenta que en un recuento manual, la parte de la lámina que se evalúa puede afectar este porcentaje, ya que si nos vamos a los límites del extendido encontraremos más linfocitos, pues estos son más grandes y tienden a arrastrarse hacia los extremos al hacer el frotis.

4.3. COMPARACION DE RESULTADOS

Para lograr establecer la relación entre los resultados obtenidos en el estudio y los reportados por otros autores, nos referiremos a las tablas 40 y 41 que recogen datos de libros, estudios, y laboratorios veterinarios de la ciudad, del análisis automatizado y el recuento manual respectivamente.

Muchos de los datos reportados carecían de información específica sobre el origen de los mismos, en qué países se realizaron los estudios, incluso los laboratorios no sabían exactamente de donde habían obtenido los parámetros normales, por consiguiente no hay forma de demostrar las condiciones de temperatura, altura sobre el nivel del mar, temperatura y latitud de los mismos, sin embargo los tomamos como una herramienta comparativa, para destacar los rasgos diferenciales entre nuestro estudio y los datos que se consideran normales dentro de nuestro medio.

Para esclarecer las diferencias mencionadas anteriormente, se realizaron histogramas de flujo para cada parámetro encontrado, en comparación con las distintas literaturas.

La Concentración de hemoglobina (HGB; Gráfica 27.), el hematocrito (HCT; Gráfica 28), la concentración media de hemoglobina corpuscular (CMCH; Gráfica 29.), el recuento de plaquetas (PLT; Grafica 30.), y el recuento de leucocitos

Tabla 40. Reportes de parámetros hemáticos comparados con diferentes fuentes.

PARAMETROS	WBC 10 ³ /μl	RBC 10 ⁶ /μl	LYM 10 ³ /μl	MID 10 ³ /μl	GRA 10 ³ /μl	HGB g/dl	HCT %	MCV fl	MCH pg	MCHC g/dl	PLT 10 ³ /μl
ESTUDIO	11,1	9,33	3,5	0,09	6,9	11,7	36,6	39,6	12,7	32,02	340
LEON/ LOPEZ ⁵⁷	10,71	7,43	---	---	---	11,68	38,83	54,12	16,02	29,76	---
BLOOD Y STUDDERT ⁵⁸	17	8,5	---	---	---	13,5	45	---	---	---	500
DAY ⁵⁹	12,5	8	4,25	---	7,5	11,5	36	43	14,5	33,5	280
VOIGT ⁶⁰	12	7,5	---	---	---	12	36	45	15	33	---
JAIN ⁶¹	12,5	7,5	---	---	---	12	37	45	15,5	33	---
MEYER ⁶²	12,5	7,5	---	---	---	11,5	34,5	43	15	33	340
LATIMER ⁶³	12,5	7,5	---	---	---	12,6	37,5	47	15	33	550
U. FLORIDA ⁶⁴	12,5	8,25	4,5	0,05	7,5	12	38,5	46	15,5	33	550
U. DE CALIFORNIA ⁶⁵	10	8,1	4,75	---	---	12,05	38,5	47	14,8	31,75	400
U. DE LA SALLE ⁶⁶	12,5	7,85	4,25	0,07	7,5	12	38,5	46	15,5	33	550
ANALIZAR ⁶⁷	12	7,5	---	---	---	11	35,5	47	15	33	400
DOVER ⁶⁸	11	8	---	---	---	11,5	31,5	44,5	15,5	34	300
U. NACIONAL ⁶⁹	12,5	8,25	4,25	0,05	7,5	12	38,5	46	15,5	33	550

⁵⁷ LEÓN, Eduardo. FONSECA, Jesús Arturo. Determinación de algunos valores hemáticos en *Felis catus* en la ciudad de Bogotá. Bogotá, D.C.1986. 40 P.

⁵⁸ O'BRIEN M., MURPHY M.G., and LOWE J. Gilbertson and Page Ltd., Hematology and Clinical Chemistry Parameters in the Cat (*Felis domesticus*) The Journal of Nutrition Vol. 128 No. 12 December 1998, pp. 2678S-2679S., Welwyn Garden City, Herts AL7 1LF, UK

⁵⁹ DAY, Óp. Cit., 308 P.

⁶⁰ VOIGT, Óp. Cit., 43 P.

⁶¹ JAIN, Óp. Cit., 7 P.

⁶² MEYER, Óp. Cit., 328P.

⁶³ LATIMER, Óp. Cit., 415P.

⁶⁴ BIRCHARD, OP. Cit., 176P.

⁶⁵ FELDMAN, Op. Cit. 1065P.

⁶⁶ Parámetros de referencia utilizados en el Laboratorio Clínico De La Facultad De Medicina Veterinaria De La Universidad De La Salle tomados en base a los usados por Latimer y Meyer.

⁶⁷ Parámetros de referencia utilizados en el Laboratorio Clínico Automatizado Analizar, ZOOANALIZAR, tomados en base a los usados por Meyer y Feldman.

⁶⁸ Parámetros de referencia usados en la clínica veterinaria DOVER, autor desconocido, sin embargo se utiliza como una herramienta comparativa para nuestro estudio.

⁶⁹ Parámetros de referencia usados en el Laboratorio Clínico de la Universidad Nacional , tomados en base a los usados por Birchard, y Day .

Tabla 41. Reportes de recuentos diferenciales manuales comparados con diferentes fuentes.

RECUENTO DIFERENCIAL (%)						
PARÁMETROS	NEUTROFILOS	BASOFILOS	EOSINOFILOS	LINFOCITOS	MONOCITOS	BANDAS
VOIGT ⁷⁰	35-75	0	2-12	20-55	1-4	0-3
JAIN ⁷¹	35-75	Raros	2-12	20-55	1-4	0-3
GARCIA S. ⁷²	40-72	0-2	2-10	16-45	1-7	---
U.CALIFORNIA ⁷³	35-75	Raros	2-12	20-55	11-15	---
LEON/LOPEZ ⁷⁴	53-68	0-1	2-6	27-37	1-4	---
ANALIZAR ⁷⁵	35-75	0-1	2-12	15-35	0-4	0-3
U. SALLE ⁷⁶	35-80	raros	2-12	20-55	1-4	0-3
DOVER ⁷⁷	50-75	0-1	2-5	20-40	1-4	0-3
ESTUDIO	58-77	0-1	0-5	18-37	0-3	0

⁷⁰ VOIGT, Óp. Cit., 43 P.

⁷¹ JAIN, Op. Cit., 7P.

⁷² GARCÍA Sacristán A. Fisiología Veterinaria. McGraw-Hill Inateramericana. México, 1995. 227P.

⁷³ FELDMAN, Op. Cit. 1065P

⁷⁴ LEÓN, Op. Cit., 40 P.

⁷⁵ Parámetros de referencia utilizados en el Laboratorio Clínico Automatizado Analizar, ZOOANALIZAR, tomados en base a los usados por Meyer y Feldman.

⁷⁶ Parámetros de referencia utilizados en el Laboratorio Clínico De La Facultad De Medicina Veterinaria De La Universidad De La Salle tomados en base a los usados por Duncan y Meyer.

⁷⁷ Parámetros de referencia usados en la clínica veterinaria DOVER, autor desconocido, sin embargo se utiliza como una herramienta comparativa para nuestro estudio.

(WBC; Grafica 25.) se hallaron dentro de los rangos normales reportados en literatura, la mayoría con tendencia central.

Recuento de glóbulos rojos (RBC): (Gráfica 26.) El valor promedio en el fue de 11.71, los valores reportados en la literatura oscilaron entre 6.9 y 8.25. Podríamos considerar que por la naturaleza excitable del animal, en el momento de la toma de la muestra, esta genera inevitablemente estrés en el animal, que genera liberación de adrenalina y catecolaminas que causan contracción esplénica, liberando un mayor número de eritrocitos hacia la circulación⁷⁸. Además de la hipoxia inducida por la altura sobre el nivel del mar, que ejerce un efecto similar, ya que ante una condición de disminución de oxígeno en la sangre, el organismo origina un aumento en la eritropoyesis aumentando el número de glóbulos rojos y el nivel de hemoglobina si es necesario⁷⁹.

Volumen corpuscular medio (MCV): Se determinó en 39.67, lo que está por debajo de los rangos mencionados en la literatura (43-54), cabe estimar que los eritrocitos felinos son más pequeños que los de otras especies domésticas y que a menudo se confunden con plaquetas por parte de los contadores automáticos e instrumentos que miden el tamaño⁸⁰, por consiguiente se debe correlacionar los resultados automatizados realizando los cálculos a partir del recuento de eritrocitos y el valor del hematocrito. También se puede inferir algún tipo de deficiencia de hierro, cobre, determinada por fallas en la nutrición o una dieta mal balanceada, ya que se desconoce el origen de nuestros pacientes.

Para la hemoglobina Corpuscular Media (MCH), el promedio fue de 12.70, mientras que los otros autores los reportan de 14.8 a 16.02 pg. Así como el volumen corpuscular medio se encuentra disminuido, ésta también se puede presentar por una deficiencia de hierro. Hay que tener en cuenta que éste es un parámetro calculado por el contador automático a partir de la concentración de hemoglobina y el recuento de eritrocitos ($MCH = Hgb/RBC$), en éste caso

⁷⁸ FELDMAN, Op. Cit. 1064 p.

⁷⁹ JAIN, Op. Cit. 36 p.

⁸⁰ FELDMAN, Op. Cit. 3 p.

encontramos un elevado promedio de eritrocitos con un nivel normal de hemoglobina, lo cual hace que al calcular el valor absoluto de la MCH de un resultado menor y por consiguiente este disminuido.

El recuento total de plaquetas (PLT) se describe dentro de los parámetros reportados tal como se muestra en la grafica 32.

El trombocrito o plaquetocrito (PCT), el volumen plaquetario medio (MPV) y la amplitud de las plaquetas (PDWc) no se analizaron concretamente en este estudio, ya que son datos que se evalúan en pruebas específicas, para patologías de la coagulación y anomalías a nivel de trombocitos, no son de rutina en el examen hematológico.

Lo que respecta al recuento de Leucocitos (WBC), resultó en un promedio total de 11.10×10^3 que se encuentra dentro de los parámetros normales descritos en la literatura (Gráfica 25.).

4.3.1. Diferenciación de células blancas (automatizado)

La distribución de linfocitos (LYM) obtuvo un promedio de $3.57 \times 10^3/\mu\text{l}$ que está por debajo de los valores citados por otros autores como se puede apreciar en la gráfica 33. Esto puede ser consecuencia de un incremento en la adrenalina causada por la aprehensión, stress, temor o dolor.

Las células intermedias (MID, que el contador las agrupa entre monocitos y algunos eosinófilos inmaduros) alcanzaron una media de $0.09 \times 10^3/\mu\text{l}$, en comparación con algunos valores reportados (0.05-0.07), teniendo en cuenta que evalúa dos grupos de células blancas, hay que correlacionarlo mejor con el recuento manual sin embargo se compararon con los rangos reportados en los laboratorios clínicos de la ciudad.

Los granulocitos (GRA, que el contador los agrupa como neutrófilos, eosinófilos y basófilos), tuvieron un valor promedio de $6.95 \cdot 10^3/\mu\text{l}$ se encontró dentro de los valores normales como se puede observar en la gráfica 35.

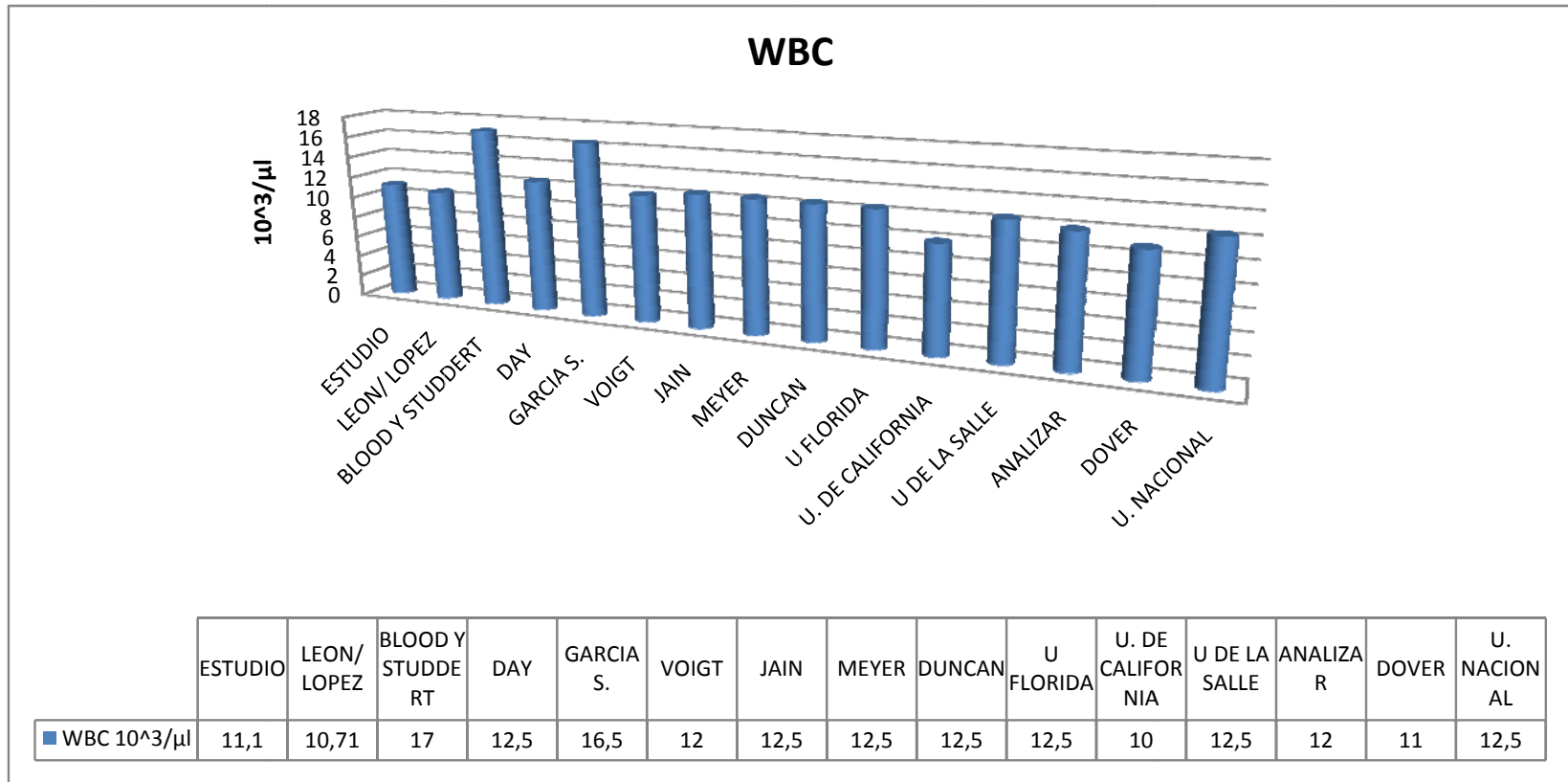
4.3.2. Diferenciación de células blancas (manual)

Esta sección se hace importante ya que los contadores automáticos realizan conteos tanto por grupos celulares como por tamaño, dando así valores inespecíficos y de poca aproximación diagnóstica en cuanto al recuento diferencial de células blancas.

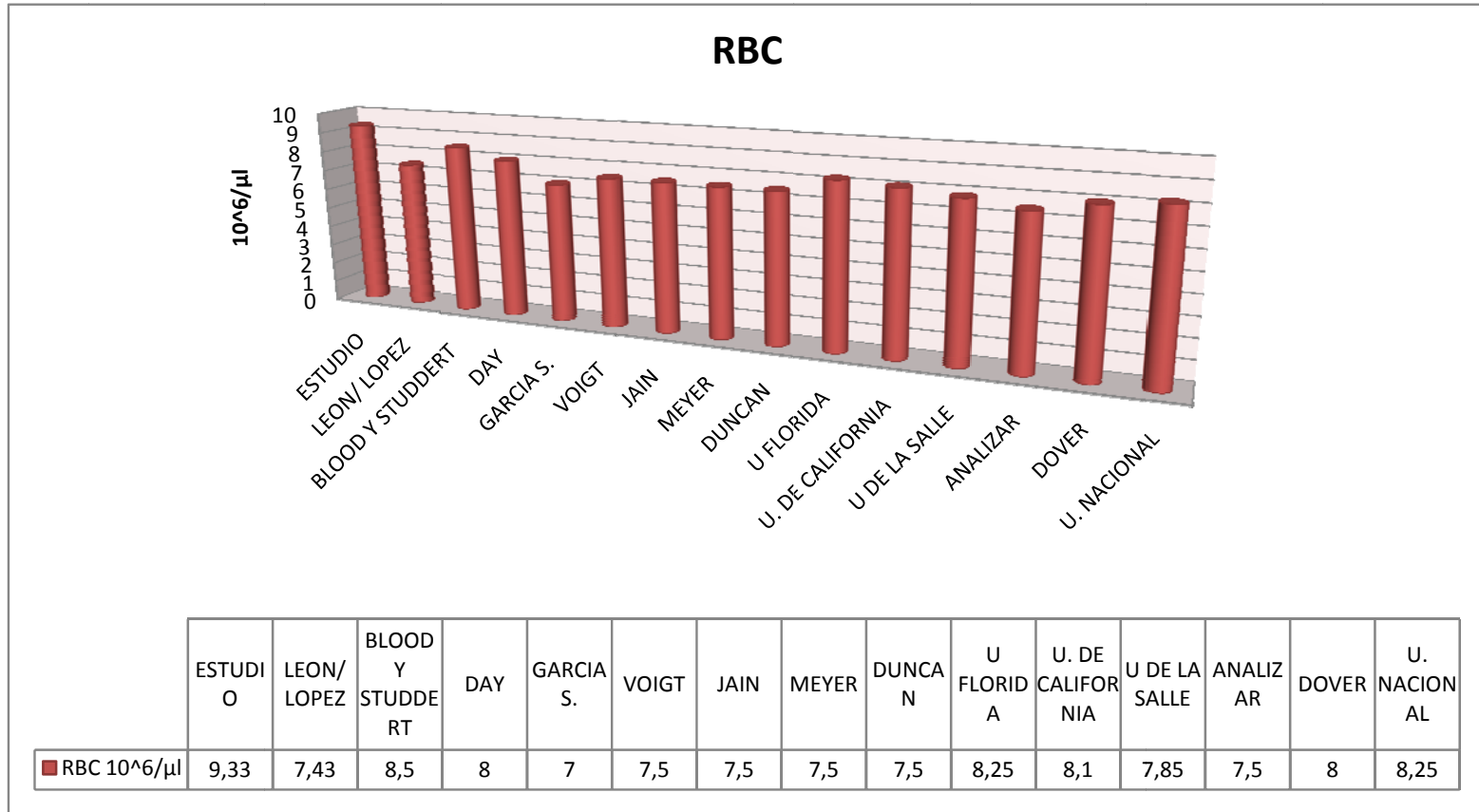
Se encuentran en la tabla 41 los resultados del estudio en comparación con los rangos reportados en laboratorios, estudios y libros, para poder realizar la discusión de resultados.

En general todos los parámetros se encontraron bajo los rangos que se han reportados con anterioridad en la literatura sin encontrar diferencias significativas entre los mismos, sin embargo, aunque la mayoría de los animales se encontraban dentro del grupo muchos de ellos presentaron ligeros aumentos en especial en el recuento de eosinófilos, esto podría deberse a que se encontraban con parásitos externos (Pulgas).

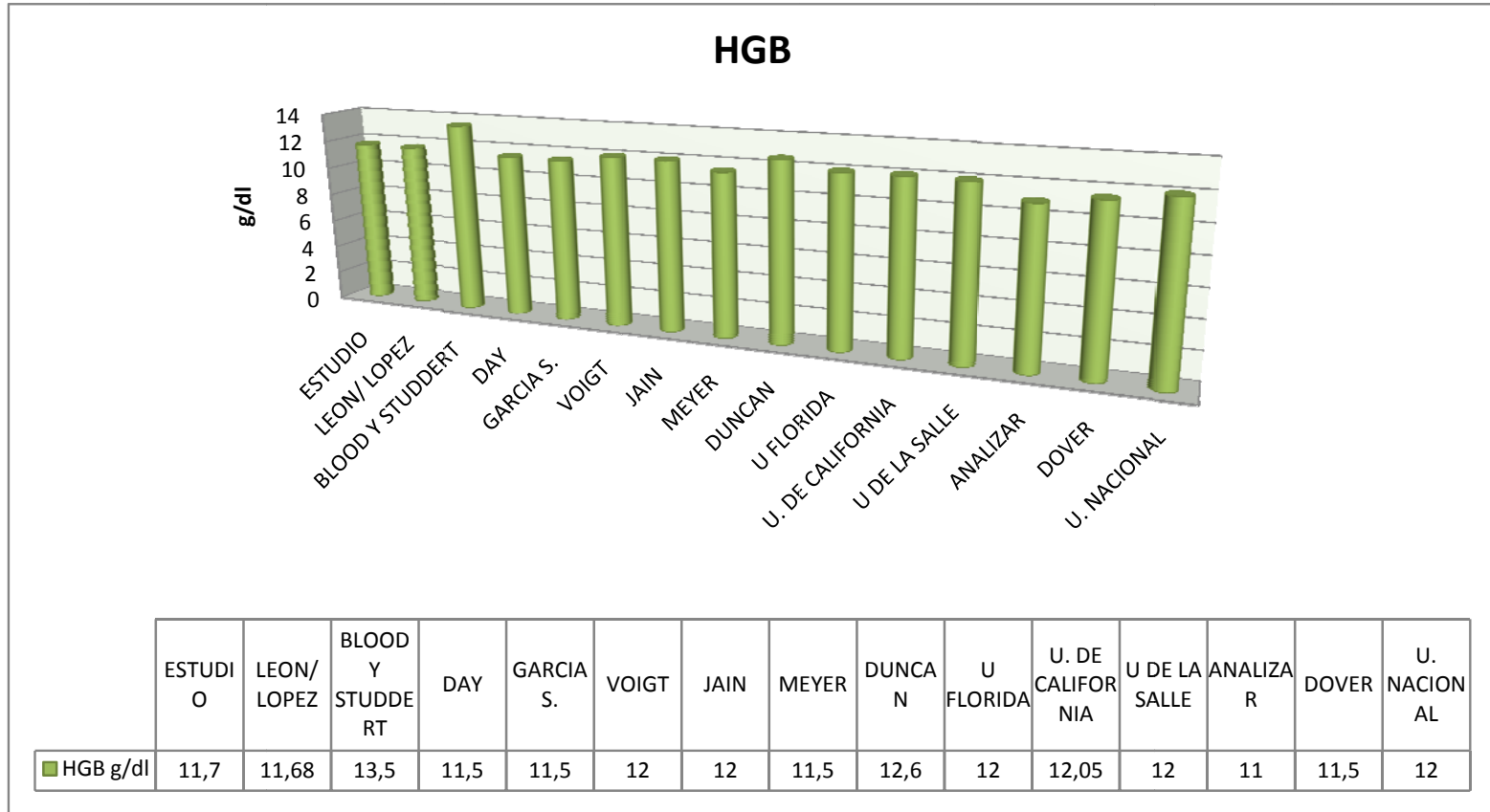
Gráfica 25. Comparación recuento glóbulos blancos



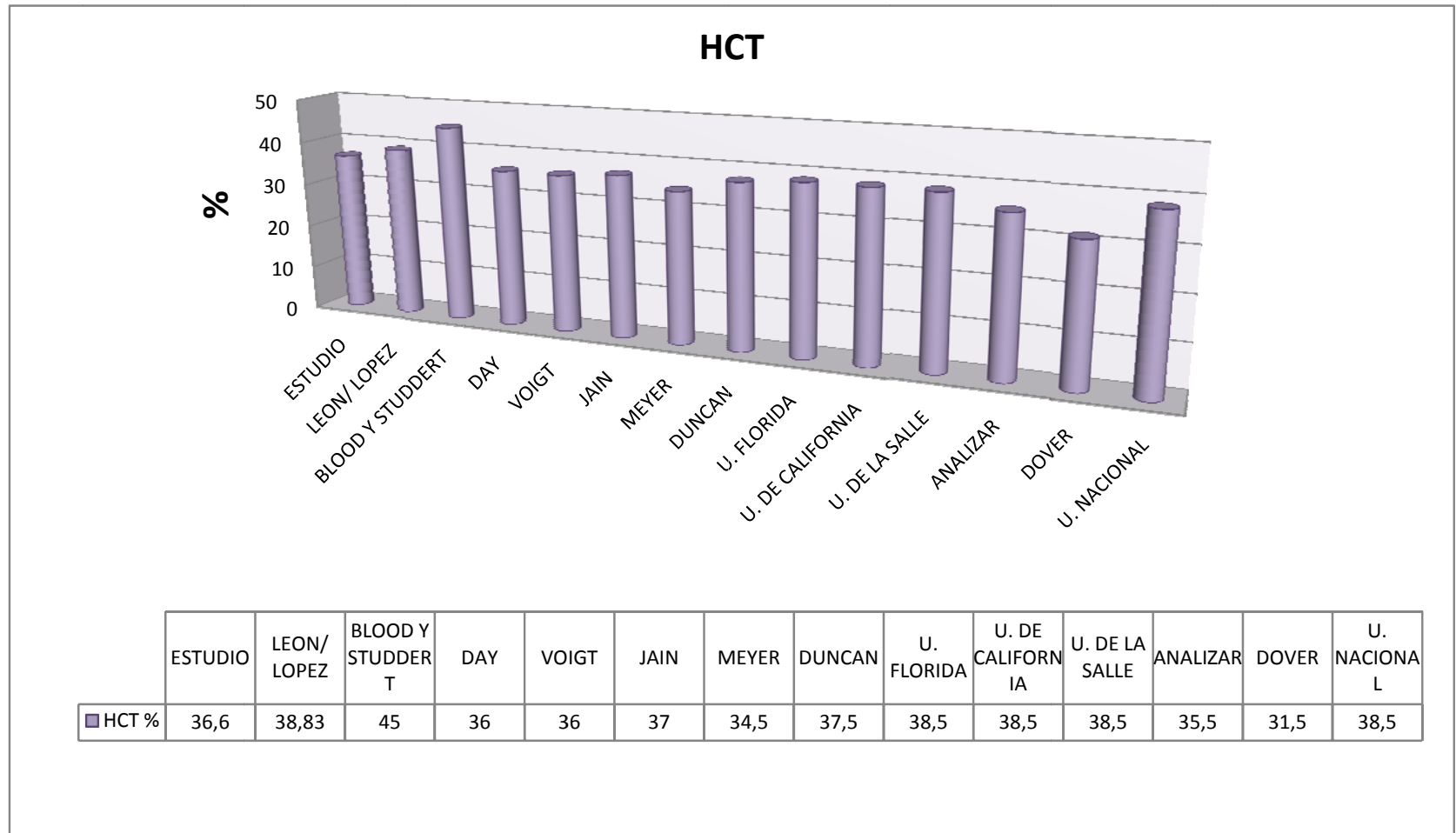
Gráfica 26. Recuento de glóbulos rojos (RBC)



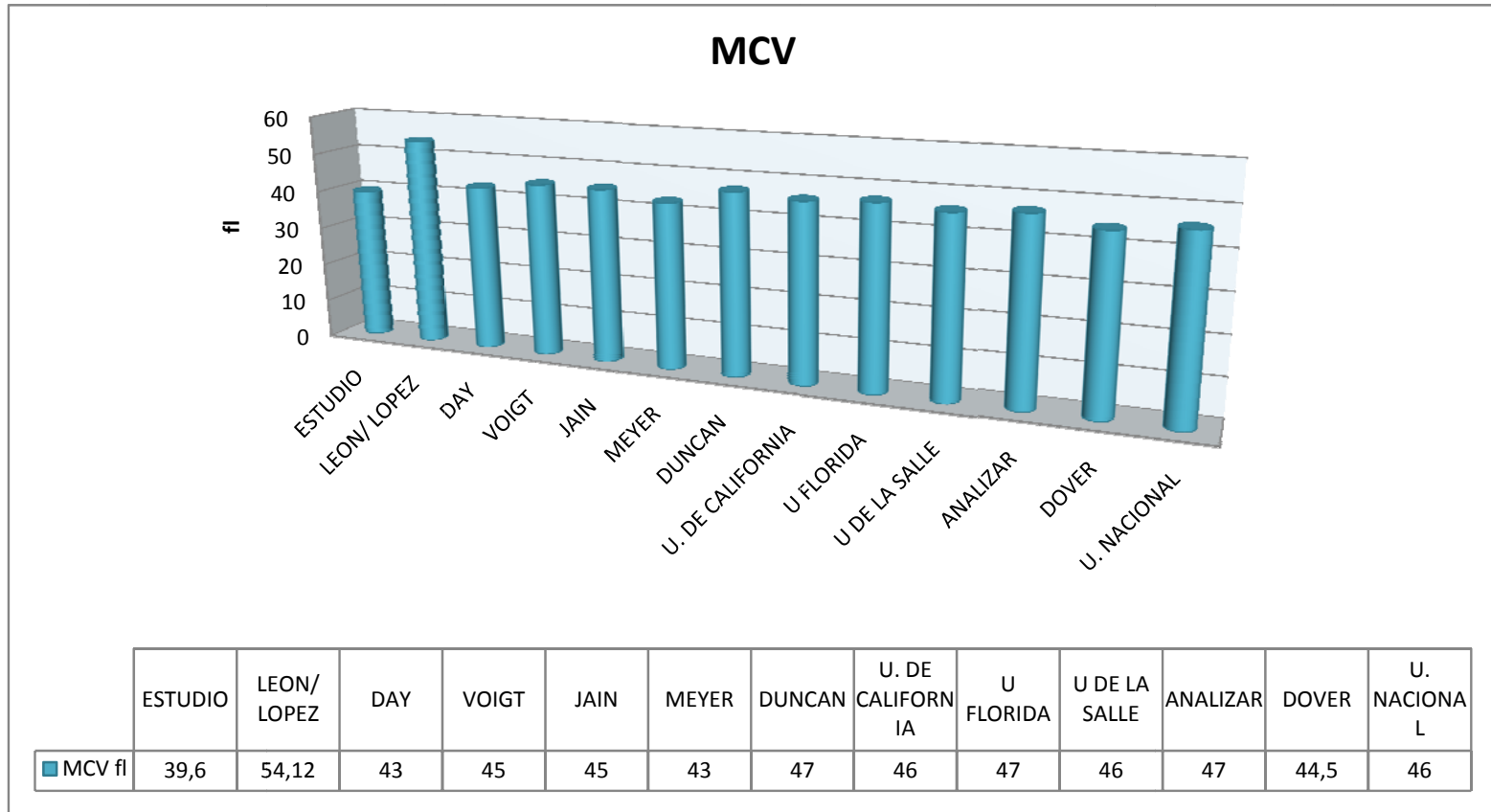
Gráfica 27. Concentración de hemoglobina



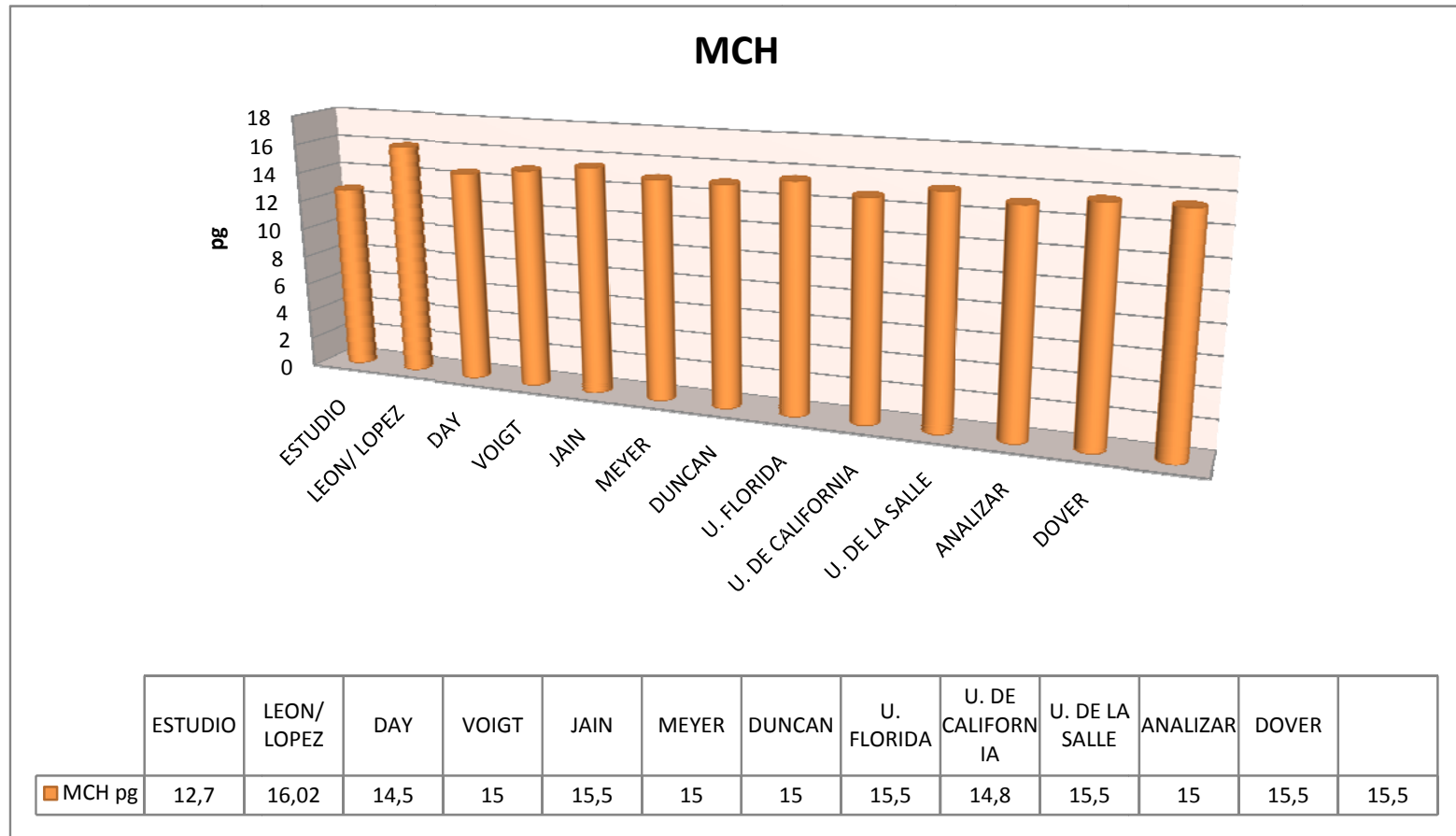
Gráfica 28. El hematocrito



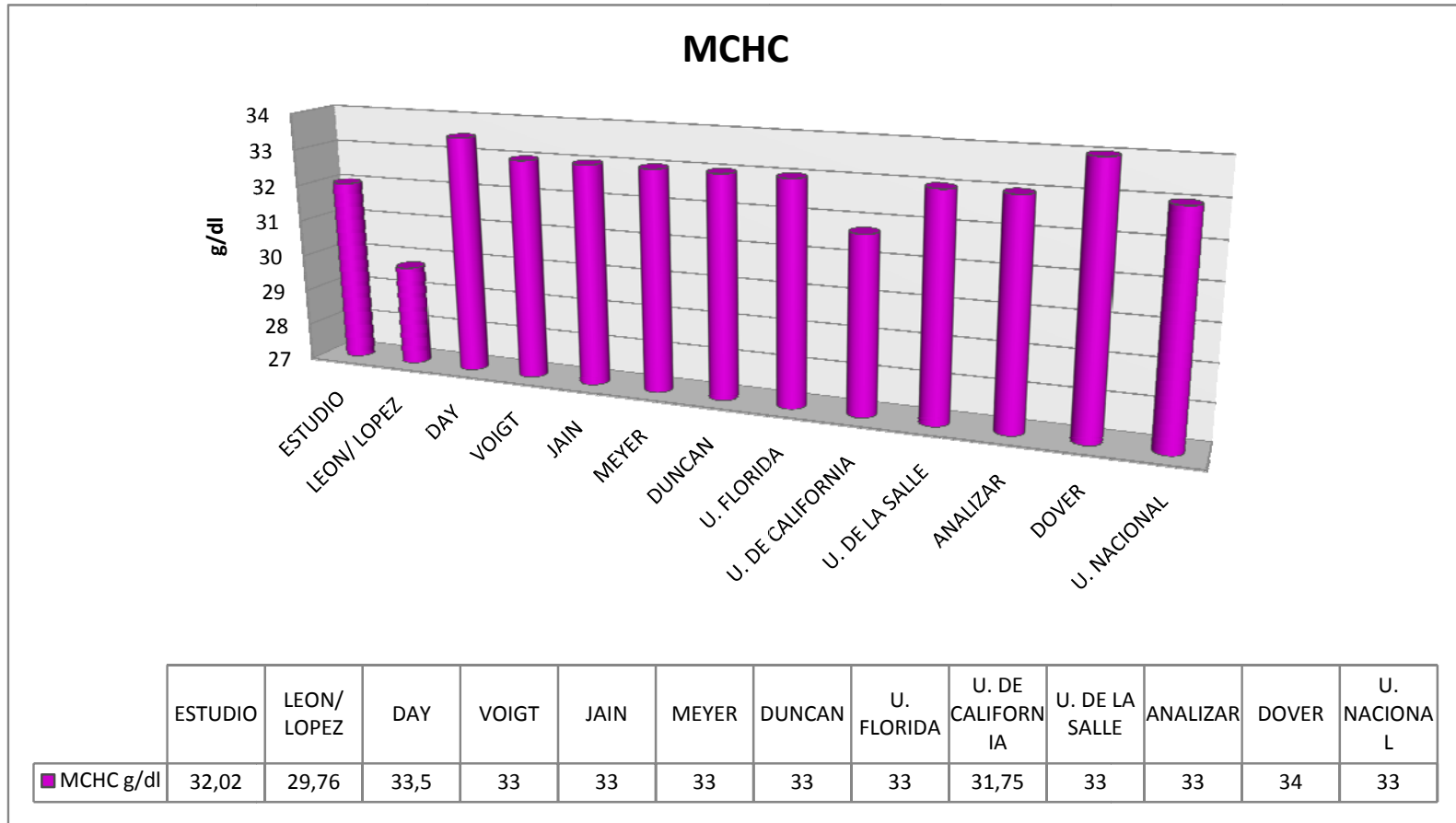
Gráfica 29. Volumen corpuscular medio (MCV)



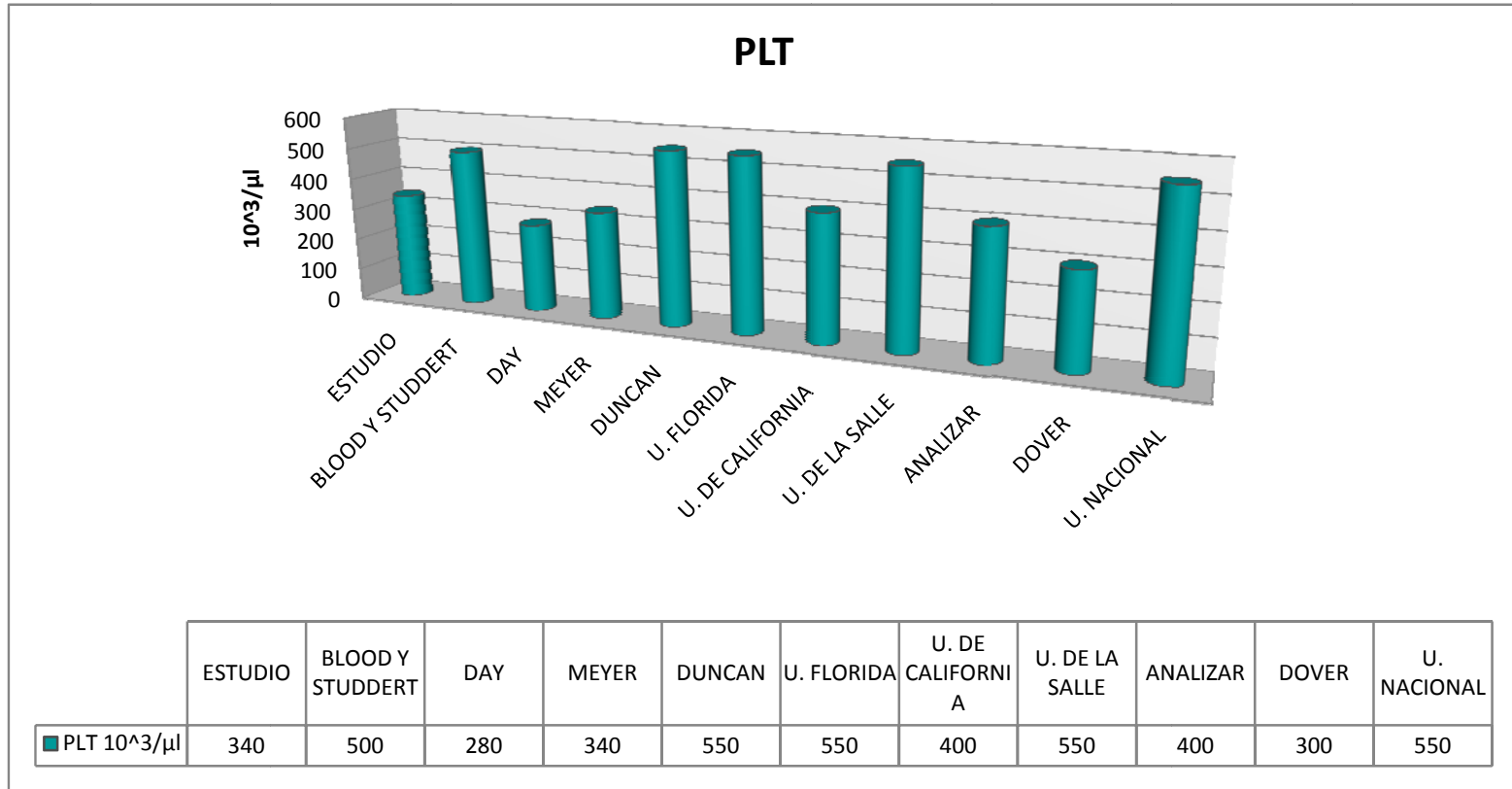
Gráfica 30. Hemoglobina Corpuscular Media



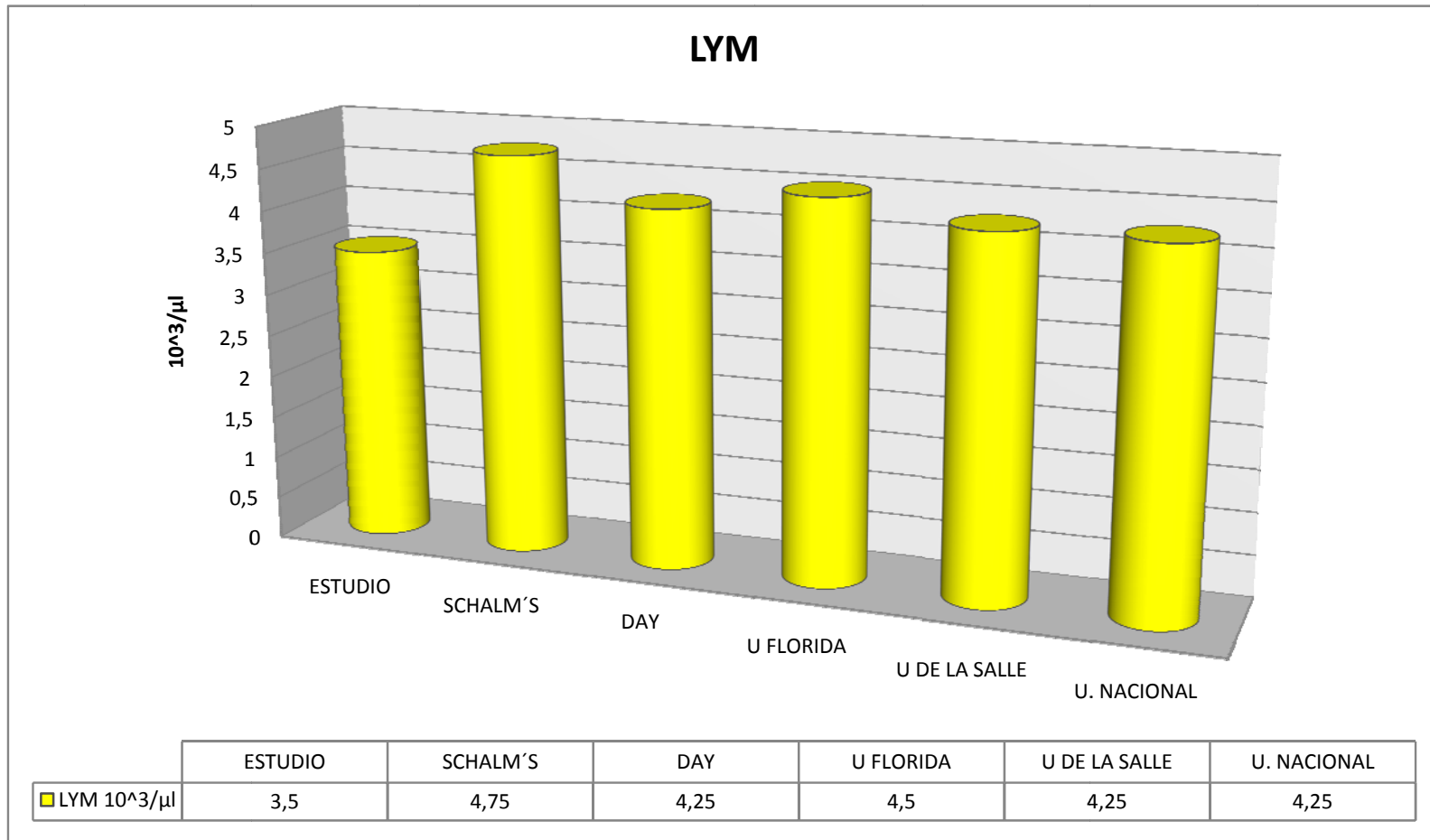
Gráfica 31. Concentración media de hemoglobina corpuscular



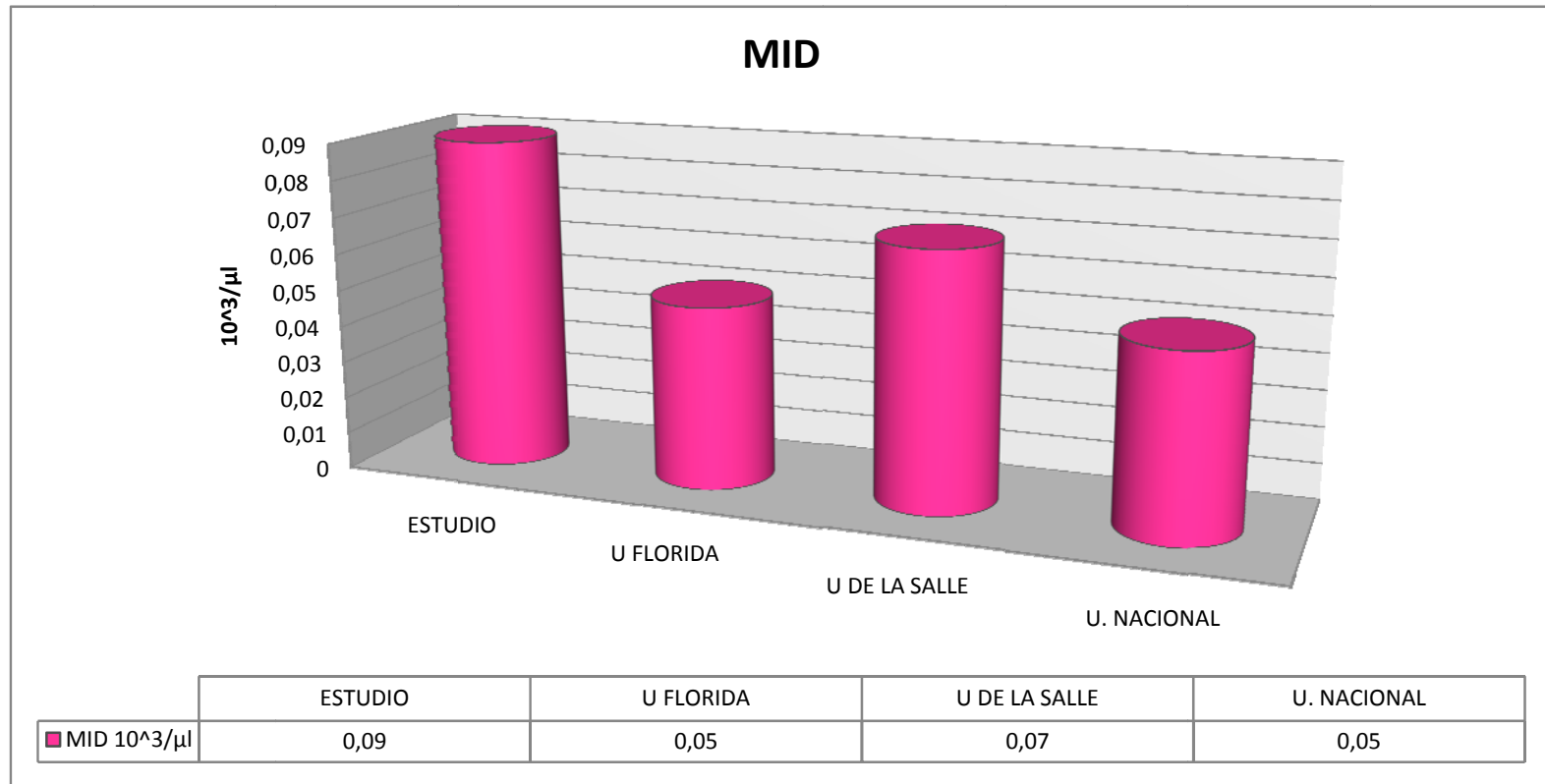
Gráfica 32. Recuento de plaquetas



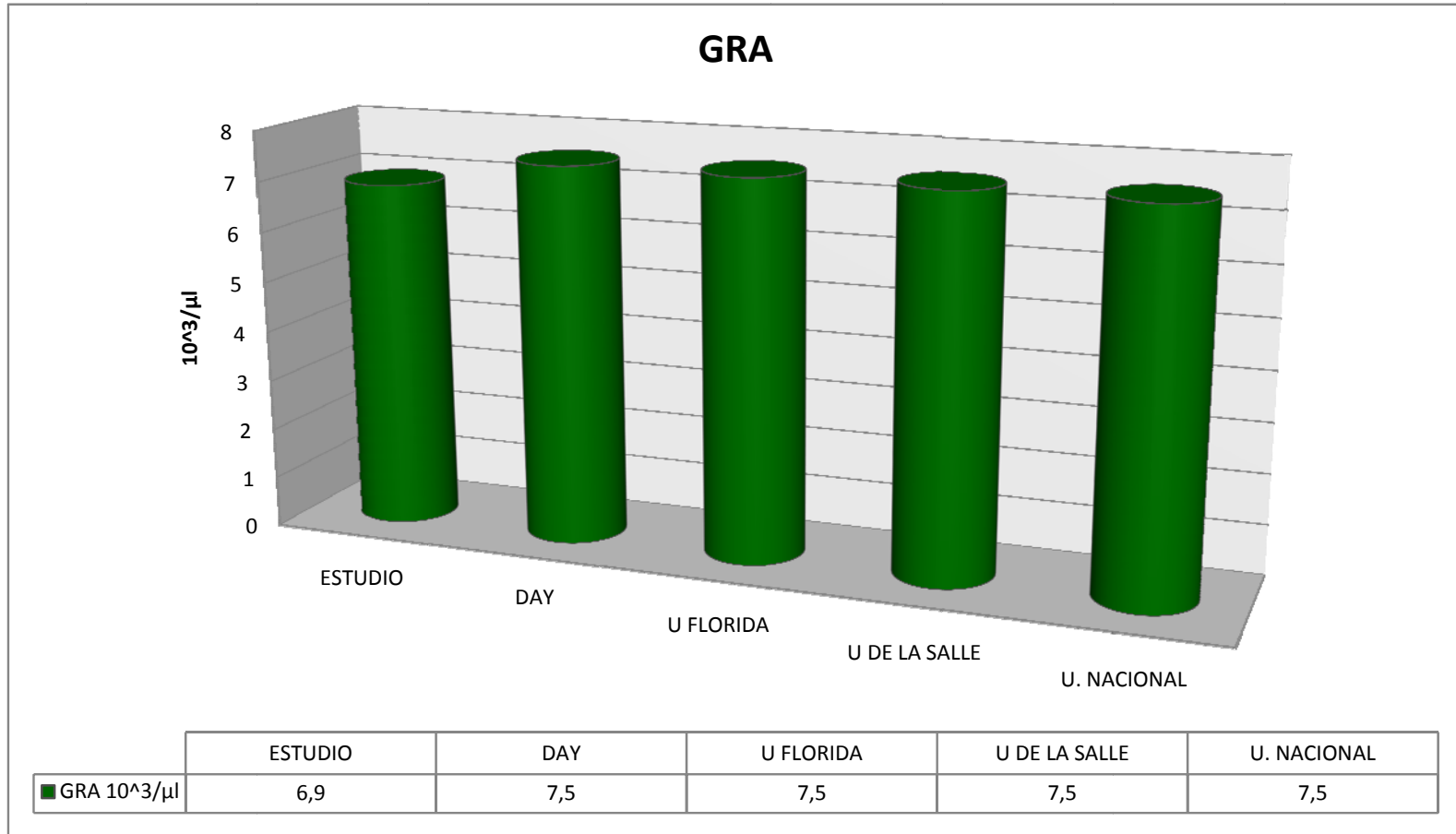
Gráfica 33. Distribución de linfocitos



Gráfica 34. Células intermedias



Gráfica 35. Granulocitos



5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. CONCLUSIONES

- El presente trabajo de investigación es el único estudio de análisis automatizado sobre hematología en felinos domésticos de la ciudad de Bogotá.
- Determinar los parámetros normales en un amplio grupo de gatos, representa un aporte a la fisiología y la clínica de los pacientes felinos, puesto que aún falta mucho conocimiento acerca de estos animales.
- Muchos laboratorios y clínicas toman parámetros de referencia de textos y literatura extranjera, lo cual, si bien ha colaborado en el manejo del paciente felino y sus enfermedades, también ha generado datos inespecíficos acerca de los cambios fisiológicos en cuanto a comportamiento y patologías determinadas de los felinos.
- El gato por su naturaleza, es un paciente que requiere de cuidados especiales, paciencia y de mucha calma, ya que en ellos factores como la tensión, el temor, el ejercicio y el dolor son más influyentes sobre el recuento total de células que la raza, edad y estado fisiológico.
- Los rangos obtenidos son más estrechos, ya que la población fue muy homogénea en cuanto a estado fisiológico, salud, peso, y edad aproximada
- Teniendo en cuenta que la automatización del cuadro hemático de por sí genera cambios en los parámetros, podríamos asumir que muchas de las variaciones encontradas, pueden deberse a los diferentes equipos que se usan para este fin, las alteraciones provocadas por el estrés, procedimientos, y en últimas las condiciones de la toma de muestras.

- En general se evidenció que si existen cambios hemáticos bajo la influencia de la altura de la ciudad de Bogotá, ya que se encontró un incremento en los eritrocitos, aunque el nivel de hemoglobina se encontró normal.
- Existe una relación inversamente proporcional entre el V.C.M. y el recuento total de glóbulos rojos, por lo tanto y en analogía con el párrafo anterior este se encuentra disminuído. De la misma forma la CMH se encuentra disminuída en relación al RBC.
- Aunque haya un elevado número de eritrocitos circulantes, el hematocrito permanece dentro de los parámetros normales, esto se puede deducir de una disminución del tamaño de los mismos.
- La constantes hematólogicas para los felinos domésticos que viven en la ciudad de Bogotá a 2640 msnm son:
 - Recuento de glóbulos rojos(RBC): $9.33 \pm 2.22 \times 10^6/\mu\text{l}$
 - La Concentración de hemoglobina (HGB) $11.70 \pm 2.37 \text{ g/dl}$.
 - El hematocrito(HCT) : $36.65 \pm 7.54 \%$.
 - El volumen corpuscular medio (MCV) : $39.67 \pm 3.13 \text{ fl. O mm}^3$.
 - La hemoglobina Corpuscular Media (MCH): $12.70 \pm 1.40 \text{ pg}$
 - La concentración media de hemoglobina corpuscular (MCHC) $32. \pm 2.87\%$.
 - El recuento total de plaquetas para la población total, se estableció en $341,910 \pm 784,80 \times 10^3/\mu\text{l}$.
 - Recuento de Leucocitos (WBC): $11.10 \pm 5.10 \times 10^3/\mu\text{l}$.
 - La distribución de linfocitos (LYM): $3.57 \pm 2.83 \times 10^3/\mu\text{l}$.
 - Las células intermedias (MID) $0.09 \pm 0.88 \times 10^3/\mu\text{l}$.
 - Los granulocitos (GRA): $6.95 \pm 3.62 \times 10^3/\mu\text{l}$.
 - Neutrófilos: $67.77 \pm 9.39\%$
 - Linfocitos: $28.42 \pm 8.69\%$.

- Monocitos: 1.46 +/- 1%.
 - Eosinófilo: 2.24 +/- 2.20%.
- Las condiciones de la ciudad de Bogotá (altura sobre el nivel del mar), la nutrición, y el tipo de manejo que se le da a los gatos domésticos no tienen una influencia significativa que cause variaciones dentro de los valores del cuadro hemático.

5.2. RECOMENDACIONES

- Los laboratorios deberían fijar valores de referencia para los análisis habituales en las clínicas. Para que los valores de referencia sean estadísticamente válidos, deben realizarse un gran número de pruebas similares, si es posible, puede elaborar una base de datos. Como mínimo, se deberían realizar pruebas rutinarias de diversos valores que se sepan normales, al elaborar cualquier procedimiento, o enviar estas muestras de control a otro laboratorio con el que suela trabajar. Son de esperar ligeras variaciones en los resultados, pero deberían mantenerse dentro del rango de normalidad. Si se producen constantes variaciones, fuera de los valores esperados, deberían establecerse nuevos rangos de referencia. Realizar dichas pruebas afirmará que los procedimientos y resultados actuales son fiables. Estas pruebas pueden utilizarse igualmente para establecer valores de referencia para un nuevo método o instrumental nuevo.
- El conocimiento por parte del médico veterinario de la variación normal de los parámetros estudiados, es de gran importancia para la interpretación clínica, así como también las potenciales alteraciones introducidas por factores ajenos a las patologías.
- Este trabajo debe ser complementado con un estudio de la química sanguínea, no solo en animales de la ciudad, sino también con estudios comparativos en diferentes alturas y latitudes.

- Los métodos complementarios de diagnóstico, entre las que ocupan un lugar fundamental las pruebas de laboratorio, requieren antes que nada un cabal conocimiento por parte del profesional de la variación normal de los parámetros estudiados, así como también las potenciales alteraciones introducidas por factores ajenos a la patología investigada.

6. BIBLIOGRAFIA

ANÓNIMO, Disponible en Internet:
<http://www.arrakis.es/~rfluengo/frotissangre.html>

BECERRA, María Cristina. Valores plaquetarios de referencia en niños sanos residentes de la Ciudad de México. Revista Medica Institucional Mexicana del Seguro Social año 2006. Volumen 2. 2006. 121-130P.

BIRCHARD, Stephen J. Manual clínico de pequeñas especies. México. McGraw-Hill Interamericana, 1996. 176 P.

BLOOD, D. C. STUDDERT, V P. Baillière's Comprehensive Veterinary Dictionary, Londres. 1988 Pág. 1002.

BOTANA, Luis Miguel. Farmacología y terapéutica veterinaria. Primera edición. Madrid – España. Editorial McGraw Hill. 2002. 166P.

BUSH, Maria Eugenia. Interpretación de los análisis de laboratorio para clínicos de pequeños animales. Primera edición. Ediciones S. Barcelona - España .1999.

CONCEJO DE BOGOTÁ. Acuerdo numero no. 240 de 2007 "por el cual se define la política distrital para el manejo de mascotas y su control zoonotico" Disponible en Internet:
<http://www.alcaldiabogota.gov.co/sisjur/normas/Norma1.jsp?i=23995>. 2007. Bogotá.

DAY, Michael; MACKIN, Andrew. Manual of canine and feline haematology and transfusión medicine. British Small Animal Veterinary Association. Tercera edición. Londres. 2000. 3 – 18P.

FELDMAN, Bernard. Schalm's Veterinary hematology. Quinta edición. Canadá 2000. 5-7, 143, 1064-1068 P.

FERNÁNDEZ, Pita S, DÍAZ, Pértega. Estadística descriptiva de los datos. (Marzo, 2001) Disponible en Internet en:
<http://www.fisterra.com/mbe/investiga/10descriptiva/10descriptiva.asp>. España

FLECKNELL, P.A Laboratory Animal Anaesthesia. Editorial Academic Londres 1996. 190 – 193 P.

GARCÍA Sacristán A. Fisiología Veterinaria. McGraw-Hill Inateramericana. México, 1995. 227P.

GIMÉNEZ, Roberto. Laboratorios IACA, Alteraciones no patológicas en Hematología veterinaria, <http://www.iaca.com.ar/alteraciones%20no%20patologicas.htm>. Diciembre 2000

GOICH, Mariela, TOLEDO, María Fernanda. Consideraciones anestésicas en felinos. 2005. Disponible en Internet: <http://www.medicinafelina.cl/articulos/anestesia/anestesiaengatos.pdf> Chile.

HARVEY, John W. Atlas Of veterinary Hematology USA, 2001

JAIN, Nemi C. Essentials of veterinary hematology. Quinta edición Filadelfia, USA. Editorial Blackwell publishing.1993. 1- 2, 19 – 23, 35 - 37P.

KNOLL J. S., ROWELL S. L. Clinical hematology in clinic analysis, quality control, reference values and system selection. USA. Veterinary Clinics of North America Small Animal practice. Volume 26. 1996. 981-1002P.

KRAFT, Helmut. Métodos de laboratorio clínico en medicina veterinaria de mamíferos domésticos. Ed. Acribia S.A. Zaragoza, España. 1998. 11, 26P.

LATIMER, Kenneth. MAHAFFEY, Edward. PRASSE, Keith. Duncan & Prasse's. Veterinary Laboratory Medicine. Clinical Pathology. USA. Iowa State Press. 2003. 14, 16, 21, 33, 42-43, 54 P.

LEÓN, Eduardo. FONSECA, Jesús Arturo. Determinación de algunos valores hemáticos en *Felis catus* en la ciudad de Bogotá. Bogotá, D.C. 1986. 40 P.

MARTÍN Andrés A, LUNA DEL CASTILLO, JD. Bioestadística para las ciencias de la salud. Madrid, España. Editorial Norma, 2004. P. 31 – 34

MEYER, Denny. HARVEY, John. Veterinary laboratory medicine interpretation and diagnosis. Tercera edición. USA. Saunders. 2004. 4, 17, 47-52, 85, 88-89, 122 P.

O'BRIEN, Michael, MURPHY, Martin G, LOWE, John A Hematology and Clinical Chemistry Parameters in the Cat (*Felis domesticus*) The Journal of Nutrition. Volumen 12. No. 12. 1998. 2678 – 2679 P.

PALENCIA, Edgar Lozano. Exámenes paraclínicos. 2005. Disponible en Internet en: <http://usuarios.lycos.es/edgarlp/paraclin.htm>. España

REBAR A.H., MACWILLIAMS P.S. , FELDMAN B.F. , METZGER F.L. , POLLOCK R.V.H. A Guide to Hematology in Dogs and Cat. Basophils: Overview, Quantity, Morphology. (Mayo 2005) Disponible en internet: <http://www.ivis.org/advances/Rebar/Chap7/chapter.asp?LA=1> USA.

REYNOLDS, BS. BOUDET, KG. Comparison of a new device for blood sampling in cats with a vacuum tube collection system - plasma biochemistry, haematology and practical usage assessment. Toulouse, Francia. Journal Feline Medicine and surgery. Volumen 5. 2007. 382 - 386P.

SHERDING, Robert. The Cat, diseases and clinical management Editorial Churchill livingstone. USA. 7-25, 91 P.

SODIKOFF, Charles H. Pruebas diagnósticas y de Laboratorio en pequeños animales. Editorial Elsevier España S.A. Madrid, España. 2002. 115, 117P.

SPIEGEL, Murray. Teoría y problemas de estadística. Bogotá, Colombia. Editorial McGraw – Hill Latinoamericana S.A. 1970. P. 241, 244.

THRALL, Mary Anna. Veterinary hematology and clinical chemistry. Editorial Lippincott Williams & Wilkins. USA. 2004. 84, 211P.

TVEDTEN H., KORCAL D. Automated differential leukocyte count in horses, cattle and cats using the Technicon H-1E hematology system. Michigan, USA. Veterinary Clinics Pathology. Volume 25. 1996. 14-22P.

VOIGT, Gregg. Conceptos Y Técnicas Hematológicas Para Técnicos Veterinarios. Primera edición. España. Ed. Acribia. 2003. 15, 20,23, 35, 87P

7. ANEXOS

ANEXO 1. HISTORIA CLÍNICA

NUMERO

HISTORIA CLINICA

IDENTIFICACIÓN		PROCEDENCIA	
PROPIETARIO		TELÉFONO	

DATOS DEL PACIENTE			
COLOR		SEXO	
EDAD		PESO	
OBSERVACIONES			

EXAMEN CLÍNICO			
FRECUENCIA CARDÍACA		TEMPERATURA	
FRECUENCIA RESPIRATORIA		MUCOSAS	
PULSO		% DESHIDRATACIÓN	
GANGLIOS LINFÁTICOS			

SISTEMA DIGESTIVO	SISTEMA NERVIOSO
SISTEMA RESPIRATORIO	SISTEMA GENITOURINARIO
SISTEMA TEGUMENTARIO	SISTEMA MUSCULO-ESQUELETICO

OBSERVACIONES