



**UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS RECURSOS**  
**NATURALES Y DEL AMBIENTE**  
**CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**TEMA**

**IMPORTANCIA DEL LABORATORIO CLÍNICO EN LA**  
**MEDICINA PREVENTIVA EN ANIMALES DE COMPAÑÍA**  
**CANINOS DOMÉSTICOS**

Proyecto de Investigación, previo a la obtención del título de Médica Veterinaria Zootecnista, otorgado por la Universidad Estatal de Bolívar a través de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente. Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia

**AUTOR:**

**DIANA BELÉN BARRAGÁN VALENCIA**

**DIRECTOR**

**Dr. WASHINGTON ROLANDO CARRASCO MANCERO. Mg**

**Guaranda - Ecuador**

**2023**



**UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS RECURSOS**  
**NATURALES Y DEL AMBIENTE**

**CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**TEMA**

**IMPORTANCIA DEL LABORATORIO CLÍNICO EN LA MEDICINA PREVENTIVA  
EN ANIMALES DE COMPAÑÍA CANINOS DOMÉSTICOS**

**Proyecto de Investigación, previo a la obtención del título de Médica Veterinaria Zootecnista,  
otorgado por la Universidad Estatal de Bolívar a través de la Facultad de Ciencias  
Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente. Carrera de Medicina Veterinaria y  
Zootecnia**

**AUTOR**

**DIANA BELÉN BARRAGÁN VALENCIA**

**DIRECTOR**

**Dr. WASHINGTON ROLANDO CARRASCO MANCERO. Mg**

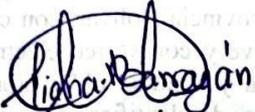
**Guaranda – Ecuador**

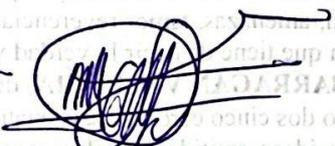
**2023**

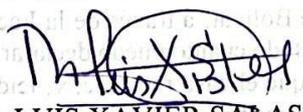
**CERTIFICACIÓN DE AUTORÍA**

Yo, Diana Belén Barragán Valencia, autora, declaro que el trabajo aquí escrito es de mi autoría, este documento no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; que las referencias bibliográficas que se incluyen han sido consultadas del autor (es)

La Universidad Estatal de Bolívar, Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia, puede hacer uso de los derechos de publicación correspondientes a este trabajo, según lo establecido por la ley de propiedad intelectual por su reglamento y por la normativa institucional vigente

  
**DIANA BELÉN BARRAGÁN VALENCIA**  
**CI. 025036493-2**

  
**Dr. WASHINGTON ROLANDO CARRASCO MANCERO. Mg.**  
**CI. 020089343-6**  
**DIRECTOR**

  
**Dr. LUIS XAVIER SALAS MUJICA. Mg.**  
**CI. 080123936-9**  
**ÁREA DE BIOMETRÍA**

  
**MED. JENNY MARCELA MARTÍNEZ MOREIRA Mg.**  
**CI. 020145446-9**  
**ÁREA DE REDACCIÓN TÉCNICA**





**DR. MSc. GINA CLAVIJO CARRION**  
*Notaria Cuarta del Cantón Guaranda.*

**ESCRITURA N° 20230201004P00547**

**DECLARACIÓN JURAMENTADA**

**OTORGA:**  
**DIANA BELEN BARRAGAN VALENCIA**  
**CUANTÍA: INDETERMINADA**  
**Di 1 COPIA**

En el Cantón Guaranda, Provincia de Bolívar, República del Ecuador, hoy martes a los once días del mes de julio del año dos mil veintitrés, ante mí **DOCTORA MSC. GINA LUCIA CLAVIJO CARRIÓN, NOTARIA CUARTA DEL CANTÓN GUARANDA** comparece con plena capacidad, libertad y conocimiento, a la celebración de la presente escritura, la señora **DIANA BELEN BARRAGAN VALENCIA**, por sus propios y personales derechos. La compareciente declara ser de nacionalidad ecuatoriana, mayor de edad, de estado civil soltera, de ocupación estudiante, domiciliada en la parroquia Guanujo, cantón Guaranda, provincia Bolívar; con celular número cero nueve nueve nueve cinco nueve nueve dos cinco nueve y con correo electrónico [dianabbarragan@mailes.ueb.edu.ec](mailto:dianabbarragan@mailes.ueb.edu.ec), hábil en derecho para contratar y contraer obligaciones, a quien de conocer doy fe, en virtud de haberme exhibido sus documentos de identificación, en base a la cual obtengo la certificación de dato biométrico del Registro Civil, mismo que agregó a esta escritura como documentos habilitantes. Advertida la compareciente por mí la Notaria de los efectos y resultados de esta escritura, así como examinada que fue en forma aislada y separada de que comparece al otorgamiento de esta escritura sin coacción, amenazas, temor reverencial, ni promesa o seducción, advertida la compareciente de la obligación que tiene de decir la verdad y conocedora de la penas de perjurio declara: Yo, **DIANA BELEN BARRAGAN VALENCIA**, de estado civil soltera, portadora de la cedula de ciudadanía número cero dos cinco cero tres seis cuatro nueve tres guion dos, declaro bajo juramento que: los criterios e ideas emitidos en el presente trabajo de investigación titulado **"IMPORTANCIA DEL LABORATORIO CLÍNICO EN LA MEDICINA PREVENTIVA EN ANIMALES DE COMPAÑÍA CANINOS DOMESTICOS"**. El trabajo aquí escrito es de mi autoría y por lo tanto soy responsable de las ideas y contenidos expuestos en el mismo y autorizo a la Universidad Estatal de Bolívar a hacer uso de todos los contenidos que me pertenecen o parte de lo que contiene la obra, con fines estrictamente académicos o de investigación expuestos en el mismo. En el proyecto de investigación previo a la obtención del título de Medica Veterinaria Zootecnista, otorgado por la Universidad Estatal de Bolívar, a través de la Facultad de Ciencias Agropecuarias Recursos Naturales y del Ambiente. Es todo cuanto puedo declarar. Para su celebración y otorgamiento se observaron los preceptos de ley que el caso requiere; y, leída que le fue íntegramente a la compareciente por mí la Notaria, aquella se ratifica en todas sus partes y firma junto conmigo en unidad de acto, incorporándose al protocolo de esta Notaria, la presente declaración juramentada, de todo lo cual doy Fe. -----

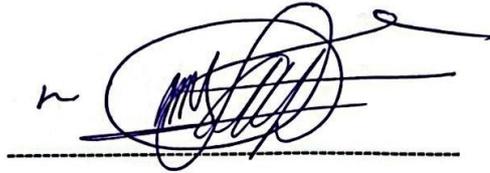
**SRTA. DIANA BELEN BARRAGAN VALENCIA.**  
**C.C. 0250364932**

**DR. MSc. GINA LUCIA CLAVIJO CARRION**  
**NOTARIA CUARTA DEL CANTÓN GUARANDA**



IMPORTANCIA DEL LABORATORIO CLÍNICO EN LA MEDICINA  
PREVENTIVA EN ANIMALES DE COMPAÑÍA CANINOS  
DOMÉSTICOS

APROBADO POR LOS MIEMBROS DEL TRIBUNAL



A handwritten signature in blue ink, consisting of a large, stylized 'W' followed by 'R. C. M.' and a long horizontal stroke extending to the right. The signature is written above a dashed horizontal line.

DR. WASHINGTON ROLANDO CARRASCO MANCERO. Mg.

**DIRECTOR**



A handwritten signature in blue ink, starting with 'L. X. S.' followed by 'M.' and a long horizontal stroke extending to the right. The signature is written above a dashed horizontal line.

DR. LUIS XAVIER SALAS MUJICA. Mg.

**ÁREA DE BIOMETRÍA**



A handwritten signature in blue ink, starting with 'J. M.' followed by 'M.' and a long horizontal stroke extending to the right. The signature is written above a dashed horizontal line.

MED. JENNY MARCELA MARTÍNEZ MOREIRA Mg.

**ÁREA DE REDACCIÓN TÉCNICA**

### Document Information

---

Analyzed document	TESIS- BARRAGAN VALENCIA DIANA.pdf (D14245426578)
Submitted	10/07/2023 15:48:00 PM
Submitted by	dianabbarragan@mailes.ueb.edu.ec
Submitter email	9.0%
Similarity	victorbarcenes2021@analysis.orkund.com
Analysis address	

### Sources included in the report

---

### Entire Document

---

### Hit and source - focused comparison, Side by Side

---

Submitted text	As student entered the text in the submitted document.
Matching text	As the text appears in the source.

n.   
0200893436

## **DEDICATORIA**

Este trabajo le dedico primeramente a Dios por permitirme llegar a este momento tan importante de mi formación profesional, a mi madre Guadalupe Valencia, que junto conmigo camino de la mano en este gran sueño, quien con sus oraciones siempre me acompaño regalándome sus bendiciones y a mis queridos hermanos que han sido el pilar fundamental para no rendirme y seguir adelante en mi proceso de estudio.

***Diana Belén Barragán Valencia***

## **AGRADECIMIENTO**

Agradezco a Dios por darme la oportunidad de estar en este mundo, a mi madre, Guadalupe, y hermanos, quien siempre me dieron su apoyo y cariño incondicional cuando lo necesite. A todos los amigos/as, compañeros y docentes que me apoyaron de una u otra manera, quienes sin esperar nada a cambio compartieron su conocimiento, alegrías y tristezas y a todas aquellas personas que durante estos cinco años estuvieron apoyándome y lograron que este sueño se haga realidad

Les agradezco a los miembros del Tribunal de Tesis Dr. Washington Carrasco Mancero. MSc, Dr. Luis Salas Mujica. MSc, y Med. Jenny Martínez Moreira Mg; Por su dedicación, paciencia y todos sus consejos que fueron siempre útiles, ustedes formaron parte trascendental de esta historia con su contribución profesional que los caracteriza;  
Gracias a todos

***Diana Belén Barragán Valencia***

## INDICE DE CONTENIDO

DESCRIPCIÓN	Pág
<b>I. INTRODUCCIÓN</b>	<b>1</b>
<b>II. PROBLEMA</b>	<b>3</b>
<b>III. MARCO TEÓRICO</b>	<b>4</b>
3.1. MEDICINA PREVENTIVA	4
3.2. CONSTANTES FISIOLÓGICAS	5
3.3. IMPORTANCIA DE LAS PRUEBAS DE LABORATORIO	8
3.3.1 Laboratorio clínico	9
3.3.2. Laboratorio clínico como este de diagnostico	9
3.3.3. Ventajas de uso del laboratorio	11
3.4. MANEJO Y OBTENCIÓN DE MUESTRA	12
3.4.1. Material primordial para toma de muestras	12
3.4.2. Obtención de muestras sanguíneas	14
3.4.3. Exámenes sanguíneos	15
3.4.3.1. Tipos de muestras de sangre	15
3.4.4. Métodos de recolección	16
3.4.4.1. Punción cutánea	16
3.4.4.2. Punción venosa	17
3.4.4.3. Punción venosa en caninos	17
3.4.5. Alteración sanguínea	18
3.4.5.1. Causa de hemolisis y lipemia	21
3.4.6. Examen dermatológico	22
3.4.6.1. Raspado Cutáneo	22
3.4.6.2. Citología	24
3.4.6.3. Tricograma	25
3.4.6.4. Cultivo de dermatofitos	25
3.4.6.5. Cultivo microbiológico	25
3.4.6.6. Alteraciones dermatológicas	26
3.4.7. Examen de orina	31
3.4.7.1. Técnicas de extracción de la orina	32
3.4.7.2. Reelección de orina en caninos	33
3.4.7.3. Análisis de orina	33
3.4.7.4. Alteraciones en orina	34
3.4.8. Examen de heces	35
3.4.8.1. Conservación de la muestra	36
3.4.8.2. Examen microscópico de heces	37
3.4.8.3. Métodos de identificación parasitaria	37
3.4.8.4. Alteraciones coproparasitario	39
3.4.9. Examen oftalmológico	39
3.4.9.1. Pruebas diagnosticas	40
3.4.9.2. Test de schirmer	40
3.4.9.3. Test de fluoresceína	41
3.4.9.4. Drenaje lagrimal	42
<b>IV. MARCO METODOLÓGICO</b>	<b>43</b>
4.1. MATERIALES	43

4.1.1.	Ubicación de la investigación	43
4.1.2.	Localización de la investigación	43
4.1.3.	Situación geográfica y climática	43
4.1.4.	Zona de vida	43
4.1.5.	Materiales y equipos	44
4.1.5.1.	Material experimental	44
4.1.5.2.	Material de campo	44
4.1.5.3.	Materiales de laboratorio	44
4.1.5.4.	Material de oficina	45
4.1.5.5.	Instalación	45
4.2.	<b>MÉTODOS</b>	45
4.2.1.	Método de campo	45
4.2.2.	Factor en estudio	45
4.2.3.	Análisis estadístico y funcional	46
4.2.4.	Métodos evaluados y datos tomados	46
4.2.5.	Procedimiento experimental	49
<b>V.</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>52</b>
5.1.	RAZA ( <i>R</i> )	52
5.2.	SEXO ( <i>S</i> )	53
5.3.	EDAD ( <i>E</i> )	54
5.4.	PESO ( <i>P</i> )	55
5.5.	CONDICION CORPORAL ( <i>C/c</i> )	56
5.6.	HÁBITAT ( <i>H</i> )	57
5.7.	PATOLOGÍA ( <i>P</i> )	58
<b>VI.</b>	<b>COMPROBACIÓN DE LA HIPÓTESIS</b>	<b>60</b>
<b>VII.</b>	<b>CONCLUSIÓN Y RECOMENDACIÓN</b>	<b>61</b>
7.1.	CONCLUSIÓN	61
7.2.	RECOMENDACIÓN	62
	<b>BIBLIOGRAFÍA</b>	
	<b>ANEXOS</b>	

## ÍNDICE DE CUADROS DESCRIPCIÓN

CUADRO No		Pág
1.	Constantes fisiológicas vistas por órganos y sistemas	7
2.	Factores ambientales asociadas con las constantes fisiológicas	7
3.	Constantes fisiológicas del canino	7
4.	Parámetros reproductivos	8
5.	Alteraciones en los analitos por hemolisis	21
2.	Alteraciones de analitos por lipemia	22
3.	Alteraciones en la muestra de orina	34
8.	Condiciones meteorológicas y climática	43
9.	Variable Raza	52
10.	Variable Sexo	53
11.	Variable Edad	54
12.	Variable Peso	55
13.	Variable Condición Corporal	56
14.	Variable Hábitat	57
15.	Variable Patología	58

## ÍNDICE DE GRÁFICOS DESCRIPCIÓN

<b>GRÁFICO No</b>		<b>Pág</b>
1.	Raza	52
2.	Sexo	53
3.	Edad	54
4.	Peso	55
5.	Condición corporal	56
6.	Hábitat	57
7.	Patología	58

## **ÍNDICE DE ANEXOS DESCRIPCIÓN**

### **ANEXO No**

- 1. Ubicación del proyecto de Investigación**
- 2. Base de datos**
- 3. Fichas clínicas**
- 4. Análisis de sangre**
- 5. Protocolo**
- 6. Actividades realizadas durante el proceso de investigación**

## **RESUMEN**

En el cantón Guaranda 2.923 msnm: se determinó la importancia del laboratorio clínico en la medicina preventiva en animales de compañía caninos doméstico. Se empleó un modelo estadístico analítico descriptivo en 60 canes. Se calculó porcentajes, medias, frecuencia y gráficos; Los objetivos planteados fueron: 1) Utilizar el laboratorio clínico como herramienta básica de diagnóstico. 2) Realizar un protocolo de medicina preventiva en caninos domésticos y 3) Diagnosticar diferentes patologías utilizando pruebas de laboratorio clínico; Las variables y resultados evaluados fueron; Raza (*R*) 47% Mestiza; Sexo (*S*) 57% Macho; Edad (*E*) 58% 1 año – 3 años; Peso (*P*) 27% 3 - 7 Kg; Condición corporal (*C/c*) 66% 5/9 Ideal; Hábitat (*H*) 63% Patio; Patologías (*P*) Parasitosis 52%; Dermatitis 17%; Epifora 10%; Otitis 5%; Conjuntivitis 4%; Ulcera Corneal 3%; Enteritis 3%; Insuficiencia Renal 2%; Mastocitoma 2%; Estrés 1%; Parvovirus 1%. De acuerdo a los resultados estadísticos obtenidos; se comprobó la hipótesis alterna. En conclusión, esta investigación determino la importancia que tiene el uso del laboratorio clínico como herramienta básica de diagnóstico y prevención, la realización de exámenes complementarios es vital para identificar el desarrollo de la patología de un paciente en cuestión ya que propicia la correcta práctica médica

### **Palabras claves**

Biometría hemática - Química sanguínea - Tricotomía - Uroanálisis - Perfil renal - Perfil hepático

## **SUMMARY**

In the Guaranda canton 2,923 masl: the importance of the clinical laboratory in preventive medicine in domestic canine companion animals was determined. A descriptive analytical statistical model was used in 60 dogs. Percentages, means, frequency and graphs were calculated; The proposed objectives were: 1) Use the clinical laboratory as a basic diagnostic tool. 2) Carry out a preventive medicine protocol in domestic canines and 3) Diagnose different pathologies using clinical laboratory tests; The variables and results evaluated were; Race (R) 47% Mestizo; Sex (S) 57% Male; Age (E) 58% 1 year – 3 years; Weight (W) 27% 3 - 7 Kg; Body condition (C/c) 66% 5/9 Ideal; Habitat (H) 63% Courtyard; Pathologies (P) Parasitosis 52%; Dermatitis 17%; Epiphora 10%; Ear infections 5%; Conjunctivitis 4%; Corneal Ulcer 3%; Enteritis 3%; Renal Failure 2%; Mastocytoma 2%; Stress 1%; Parvovirus 1%. According to the statistical results obtained; the alternative hypothesis was verified. In conclusion, this research determined the importance of the use of the clinical laboratory as a basic tool for diagnosis and prevention, carrying out complementary examinations is vital to identify the development of the pathology of a patient in question, since it promotes correct medical practice

### **Keywords**

Blood count - Blood chemistry - Trichotomy - Urinalysis - Renal profile - Liver profile

## **CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN**

Hace referencia a los animales de compañía como aquellos que cohabitan con las personas, viven bajo sus cuidados, preferentemente establecen una relación afectuosa en la que ambos resultan favorecidos, sin interés productivo o materialista y que, debido a la naturaleza de su especie, no representan un peligro para los seres humanos u otros animales

Es importante considerar que el bienestar animal es un concepto científico y objetivo, y se refiere al estado físico y mental en que el animal vive y muere, conforme a las condiciones de nutrición, ambiente, salud, comportamiento y estado mental en las que vive y es manejado, incluyendo el manejo previo y durante su muerte

La medicina veterinaria preventiva protege y mantiene la salud de los animales antes de que la enfermedad aparezca, a través del laboratorio clínico, dieta, inmunización y el seguimiento clínico. Es un apoyo indispensable para garantizar el bienestar animal y la salud de las personas que conviven con ellos

Es esencial tomar medidas proactivas para proteger la salud de nuestras mascotas y así evitar patologías que puedan causarles dolor físico y angustia emocional a ellos y a sus familias. Además, es importante destacar que invertir en acciones preventivas resulta más económico que tratar patologías una vez que ya están avanzadas. Debemos tener en cuenta que muchas patologías comunes no muestran síntomas evidentes hasta que ya se han desarrollado y las complicaciones son más graves. Por lo tanto, someter a nuestras mascotas a exámenes preventivos de manera regular nos permite prevenir o intervenir antes de que se conviertan en problemas mayores

Las pruebas fundamentales o estándar de laboratorio tienen como objetivo evaluar el funcionamiento de los órganos. Estas pruebas se conocen como paneles o perfiles, dependiendo del órgano que se desee monitorear. Además, existen otras pruebas especiales que se realizan con el fin de identificar un diagnóstico específico, estableciendo un patrón de anomalías. Estas pruebas incluyen el

hemograma completo, el uroanálisis completo, el examen de heces para detectar parásitos, los raspados de piel, entre otro

Con estos antecedentes, lo expuesto se aprecia la escala de esta investigación que busca incentivar las áreas de la salud animal. Teniendo en cuenta la importancia del laboratorio clínico en la medicina preventiva en animales de compañía, caninos domésticos, con el fin de proporcionar datos relevados, despejar incógnitas, suministrar información actualizada y proponer alternativas posibles de solución; para lo cual se plantearon los siguientes objetivos; Establecer la importancia del laboratorio clínico en la medicina preventiva en animales de compañía caninos domésticos; Utilizar el laboratorio clínico como herramienta básica de diagnóstico; Realizar un protocolo de medicina preventiva en caninos domésticos y Diagnosticar diferentes patologías utilizando pruebas de laboratorio clínico

## **CAPÍTULO II. PROBLEMA**

En el campo de la medicina existe metas indispensables a conseguir entre ellas tenemos el llegar a diagnosticar diferentes patologías que puede tener un paciente que requiere la atención profesional. Ello se logra mediante diferentes técnicas de exploración física anamnesis inclusive historia clínica del paciente esto nos brinda llegar a tener un diagnóstico presuntivo y varios diagnósticos diferenciales. Estos diagnósticos deben ser confirmados modificados o rechazados mediante pruebas de laboratorio

El uso del laboratorio clínico y de todas sus herramientas nos permiten llegar a determinar con exactitud y precisión sobre la patología presentada para ello es necesario contar con el apoyo necesario de sus propietarios los mismos que deben permitir realizar las diferentes pruebas diagnósticas

Unos de los principales problemas dentro de la medicina veterinaria es la falta de utilización del laboratorio clínico, los mismos que se deben a la falta de actualización profesional, falta de equipos y materiales de laboratorio, desconocimiento del propietario el mismo que no permite realizar los exámenes indispensable, por tal motivo no se puede llegar a un diagnóstico definitivo y por consiguiente la aplicación de la terapia tiende a ser dudoso de modo que la recuperación del paciente no va hacer satisfactorio como lo espera el profesional

Para poder llegar a un diagnóstico de las patologías podemos usar varios métodos o exámenes como son; exámenes hematológicos, química sanguínea, urianalisis, raspados cutáneos, pruebas de coagulación, pruebas enzimáticas, etc. Una vez que se haya realizado estos exámenes, más la utilización de diferentes técnicas semiológicas podemos llegar a un diagnóstico definitivo y por lo tanto poder utilizar la terapia adecuada para el bienestar de los pacientes

## **CAPÍTULO III. MARCO TEORICO**

### **3.1. MEDICINA PREVENTIVA**

La medicina preventiva desempeña un papel fundamental en la medicina veterinaria, y se encuentra presente en la mayoría de los casos clínicos. De acuerdo con una revisión bibliográfica, se ha observado que las consultas relacionadas con la medicina preventiva difieren de aquellas en las que el paciente presenta un problema de salud específico. Actualmente, existe cierta controversia en torno a la aplicación de consultas preventivas o estudios en animales de compañía, como perros y gatos, así como las ventajas que pueden derivarse de su utilización

La medicina preventiva en la medicina veterinaria ofrece una oportunidad significativa durante las consultas veterinarias, ya que permite identificar problemas de salud en curso, tanto subclínicos como nuevos, en los pacientes. Esta práctica ayuda a evidenciar el manejo de patologías subyacentes, evaluar el impacto en el bienestar animal y comprender las posibles consecuencias para los propietarios. Aunque existe cierta controversia actualmente en relación con la aplicación de la medicina preventiva en la primera consulta de los pacientes veterinarios, su implementación puede resultar valiosa para la detección de hallazgos importantes, que pueden contribuir de manera significativa a la práctica del laboratorio clínico (*Bennan, M. 2016*)

Las consultas rutinarias practicadas en medicina veterinaria tienen como objetivo mantener la integridad de los pacientes inclusive desde los animales cachorros hasta los pacientes geriátricos, algunas investigaciones sugieren que los animales de compañía envejecen muy rápido por ende resultan más vulnerables a enfermedades, ya que puede observarse animales completamente sanos y que pueden tener enmascarado una patología de base que puede afectar severamente la salud del mismo, por lo tanto, los cuidados por parte de los propietarios influyen directamente sobre la salud del paciente (*Gómez, S. 2018*)

Se dispone de múltiples herramientas para prevenir las patologías y ayudar a mantener la salud de los animales dentro de la medicina preventiva como:

- La nutrición equilibrada para cada fase de vida de la mascota
- La vacunación o el manejo sanitario es una de las actuaciones más prudentes e importantes dentro de la medicina preventiva
- La detección y prevención de parasitosis en los animales (*Hospital Veterinario Tu Can, 2018*)

En la medicina veterinaria contemporánea, la medicina preventiva se enfrenta a varios desafíos en el siglo XXI, centrándose en el bienestar y la salud de los animales. Para abordar estos desafíos, se han desarrollado numerosos procedimientos veterinarios que buscan mantener en óptimas condiciones la salud de las mascotas. Estos incluyen la implementación de un calendario de vacunación, la desparasitación regular y la prevención de patologías cancerígenas, entre otros. Aunque algunos de estos procedimientos pueden causar cierto grado de dolor en el paciente, se considera que los beneficios a largo plazo superan cualquier molestia temporal. Los veterinarios están capacitados para llevar a cabo estos procedimientos de manera segura y minimizando cualquier malestar en la medida de lo posible (*Daunas, A. 2021*)

### **3.2. CONSTANTES FISIOLÓGICAS**

Los animales están constantemente interactuando con su entorno, lo que hace crucial comprender cómo su organismo responde fisiológicamente a los estímulos ambientales para mantener la homeostasis. La interrupción de este equilibrio puede manifestarse a través de diversos parámetros fisiológicos, los cuales, al ser evaluados y analizados en conjunto con la evolución clínica del paciente, pueden servir como fundamentos para determinar tanto el pronóstico del paciente como posibles tratamientos (*Merck. Manual de Veterinaria.2007*)

Las constantes fisiológicas son parámetros sujetos a variaciones multifactoriales que reflejan mecanismos homeostáticos, sufren variaciones acordes a las diferentes etapas de la vida y con las características externas con las que el animal se encuentra en contacto; el animal no es un ser aislado, vive dentro de un universo donde se establecen relaciones complejas entre ellos. Así el animal puede modificar el medio

ambiente atendiendo sus necesidades, pero también el medio ambiente puede influir en sus procesos biológicos (*Merck. Manual de Veterinaria.2007*)

Las constantes fisiológicas de un animal son parámetros que reflejan los mecanismos homeostáticos y están sujetos a variaciones multifactoriales. Estos parámetros cambian a lo largo de las distintas etapas de la vida del animal y en respuesta a las características del entorno en el que se encuentra. El animal no vive de manera aislada, sino que existe en un universo complejo donde interactúa con otros seres vivos y modifica su entorno según sus necesidades. A su vez, el entorno puede influir en los procesos biológicos del animal. Por lo tanto, el animal puede adaptarse al medio ambiente y, a su vez, el medio ambiente puede afectar sus funciones biológicas. Estas interacciones complejas y las adaptaciones fisiológicas son importantes para comprender cómo los animales se ajustan y responden a su entorno. Las constantes biológicas se utilizan como puntos de referencia para determinar si un animal se encuentra dentro de los límites normales o presenta alguna anomalía. Estas constantes se clasifican en constantes bioquímicas, anatómicas y fisiológicas

Las constantes bioquímicas se refieren a los valores químicos presentes en el cuerpo del animal, como los niveles de glucosa en sangre, enzimas hepáticas, células sanguíneas, electrolitos y pH sanguíneo. Estos valores proporcionan información sobre el funcionamiento de los órganos y sistemas del animal, y desviaciones significativas pueden indicar la presencia de enfermedades. Las constantes anatómicas se relacionan con medidas y proporciones anatómicas del animal, como la longitud de los huesos o el tamaño relativo de los órganos. Estos valores se utilizan como referencia para evaluar la estructura y morfología normal

Las constantes fisiológicas se refieren a los valores relacionados con la función y el rendimiento de los sistemas fisiológicos del animal, como la frecuencia cardíaca, respiratoria, presión arterial, temperatura corporal y volumen respiratorio. Estos valores pueden variar según factores como la edad, la actividad física y el estado de salud (*Merck. Manual de Veterinaria.2007*)

Es necesario tener presente que las constantes biológicas pueden variar entre distintas especies animales, y también pueden ser afectadas por factores externos como el estrés, la temperatura y la alimentación. Por lo tanto, al evaluar el estado de salud de un animal, es crucial considerar el contexto clínico y utilizar múltiples parámetros para obtener una evaluación precisa. Esto implica tener en cuenta las diferencias normales entre las especies y considerar cómo los factores externos pueden influir en las mediciones biológicas

**Cuadro No 1.** Constantes fisiológicas vistas por órganos y sistemas

<b>Sistema Nervioso</b>	Temperatura, Sueño, Vigilia, Reflejos, Peso
<b>Aparato Respiratorio</b>	Frecuencia Respiratoria
<b>Aparato Cardiovascular</b>	Tensión Arterial, Frecuencia Cardíaca, Pulso, Gasto Cardíaco
<b>Aparto Digestivo</b>	Excreción de heces, Peristalsis
<b>Aparato Urinario</b>	Diuresis
<b>Sistema Hematológico</b>	Concentración de Hemoglobina, Hematocrito
<b>Sistema Musculo Esquelético</b>	Tono Muscular

Fuente. *El Manual Merck de Veterinario 2007*

**Cuadro No 2.** Factores ambientales asociados con las constantes fisiológicas

<b>Presión Arterial</b>	Estrés
<b>Frecuencia Cardíaca</b>	Temperatura, Contaminación Ambiental, Altitud, Actividad Física
<b>Frecuencia Respiratoria</b>	Clima, Actividad Física
<b>Diuresis</b>	Temperatura del Ambiente, Disponibilidad de agua
<b>Temperatura</b>	Hacinamiento, Temperatura del Medio Ambiente
<b>Peso</b>	Vida Sedentaria, Ambiente de Trabajo
<b>Sueño y Vigilia</b>	Vivienda, Altitud
<b>Hemoglobina</b>	Alimentación, Altitud

Fuente. *El Manual Merck de Veterinario 2007*

**Cuadro No 3.** Constantes fisiológicas del canino

<b>Temperatura</b>	T°Mínima 37.5°C - T° Máxima 39°C
<b>Temperatura Rectal</b>	T° 37.9 °C – 39.9°C
<b>Pulsación por minuto</b>	60 – 80
<b>Frecuencia Respiratoria por minuto</b>	10 – 30
<b>Frecuencia Cardíaca/lpm</b>	60 mínima – 180 máxima
<b>Cantidad de orina eliminada orina/día/litro</b>	26 – 44 ml/kg/día
<b>Micciones / día</b>	3 – 5
<b>pH orina</b>	5 – 7.5
<b>Tiempo de coagulación sanguínea / minuto</b>	60 – 110 segundos
<b>Leucocitos</b>	6.0 – 17.0 x10 <sup>9</sup> /L
<b>Eritrocitos</b>	< 60 millones x10 <sup>9</sup> /L
<b>Grupos Sanguíneos</b>	8
<b>Gestación / días</b>	58 – 60 días +- 5

Fuente. *El Manual Merck de Veterinario 2007*

**Cuadro No 4.** Parámetros reproductivos

<b>INDICE REPRODUCTIVO</b>	<b>Valor optimo</b>
<b>Intervalos entre nacimientos</b>	5- 120 minutos
<b>Promedio al primer celo</b>	8.92 meses
<b>Intervalo de la pubertad</b>	5 – 24 meses
<b>Madures sexual</b>	7- 12 meses
<b>Ciclo reproductivo</b>	Precoz
<b>Tipo de ciclo</b>	Monoestro no estacional
<b>Duración del estro</b>	2 – 21 días
<b>Etapas del ciclo estral</b>	Proestro, estro, diestro y anestro
<b>Ovulación en caninas</b>	24 – 50 horas
<b>Fecundación</b>	90 horas
<b>Implantación embrionaria</b>	18 – 21 días
<b>Duración de la gestación</b>	58 – 60 días +/- 5
<b>Primer celo después de la parición</b>	4 – 5 meses
<b>Duración del sangrado</b>	2 – 30 días
<b>Cachorros por camada</b>	7.44

**Fuente.** *El Manual Merck de Veterinario 2007*

### **3.3. IMPORTANCIA DE LAS PRUEBAS DE LABORATORIO**

A lo largo del tiempo, se ha observado una progresiva evolución en los exámenes analíticos de laboratorio, los cuales se han convertido en una valiosa herramienta para la interpretación de cuadros patológicos. Estos análisis son de gran utilidad para los profesionales y especialistas en el campo de la salud, ya que les permiten tomar decisiones fundamentadas en cuanto a la patología, las causas subyacentes que desencadenan la enfermedad, el tratamiento adecuado y el pronóstico. En relación a la importancia de las prácticas de laboratorio en la enseñanza de las ciencias, ha surgido una crítica importante hacia los trabajos prácticos en el enfoque tradicional. Se argumenta que dichas prácticas solo tienen como objetivo comprobar la teoría establecida, sin brindar espacio para otro tipo de experiencias prácticas. Esta visión científica de la ciencia promueve una construcción lineal del conocimiento, distorsionando así la verdadera naturaleza del trabajo científico (*Jimenez, A. 2020*)

Por tanto, es necesario considerar una perspectiva más amplia en cuanto a la enseñanza de las ciencias. Si bien las prácticas de laboratorio han sido criticadas por su enfoque limitado, existe un movimiento que busca fomentar un aprendizaje más activo y significativo a través de un enfoque centrado en la investigación y el

descubrimiento. Este enfoque permite a los estudiantes formular preguntas, diseñar experimentos, analizar datos y llegar a conclusiones basadas en la evidencia. De esta manera, se busca brindar a los estudiantes una experiencia más auténtica del proceso científico, desarrollando habilidades de pensamiento crítico y resolución de problemas (*Jimenez, A. 2020*)

### **3.3.1. Laboratorio clínico**

El laboratorio clínico veterinario se dedica al estudio y análisis de los componentes celulares del organismo animal y sus alteraciones. Es un lugar importante para realizar investigaciones utilizando técnicas y metodologías específicas, con el fin de obtener información cuantitativa sobre la salud del paciente. Esto implica determinar los rangos de medida de diferentes componentes orgánicos, como conteos celulares, mediciones de proteínas y metabolitos, que pueden indicar si hay algún proceso biológico patológico o no en curso. El laboratorio clínico veterinario desempeña un papel crucial en el diagnóstico y seguimiento de enfermedades, ya que proporciona información precisa y relevante para los veterinarios clínicos (*Nuñez, R. 2017*)

En el laboratorio clínico se emplean diferentes métodos de estudio que implican la medición de parámetros bioquímicos, hematológicos, inmunológicos y microbiológicos en muestras clínicas como sangre, orina, heces, líquido sinovial, líquido cefalorraquídeo y otras secreciones biológicas. Cada una de estas muestras tiene características propias que aportan información diagnóstica y permiten interpretar la presencia de una enfermedad específica (*Nebreda, M. 2021*)

### **3.3.2. Laboratorio clínico como ente de diagnóstico**

El laboratorio clínico juega un papel esencial en la obtención de datos para el diagnóstico y seguimiento de enfermedades. A través de equipos médicos y pruebas de laboratorio, se obtienen datos que ayudan a establecer diagnósticos presuntivos, diferenciales y definitivos. Estas pruebas son especialmente útiles para detectar enfermedades ocultas en pacientes aparentemente sanos y para realizar estudios necesarios que guíen un tratamiento seguro y efectivo. Además, el seguimiento

clínico a lo largo del tiempo es fundamental, especialmente en enfermedades con pronóstico reservado. A lo largo del siglo XX, se han desarrollado diversas disciplinas dentro del laboratorio clínico. Entre ellas se encuentran la hematología, microbiología, patología, química sanguínea, urianálisis y coproparasitario. Estas disciplinas permiten el estudio de diferentes aspectos biológicos y químicos, brindando información valiosa para el diagnóstico y tratamiento de enfermedades

Es importante mencionar la contribución de avances científicos y tecnológicos en el campo del laboratorio clínico, como la cromatografía. Este método de separación ha sido relevante en el análisis de muestras y ha mejorado la precisión y rapidez en los diagnósticos. En conclusión, el laboratorio clínico desempeña un papel fundamental en el diagnóstico, seguimiento y tratamiento de enfermedades. Mediante pruebas de laboratorio y el uso de equipos médicos especializados, se obtienen datos cruciales que complementan la evaluación clínica y permiten un cuidado de salud óptimo (*López, M. 2021*)

Con el paso del tiempo, se han realizado mejoras significativas en los análisis de laboratorio con el objetivo de mejorar la calidad y la técnica utilizada. Esto ha llevado a la reducción de la cantidad de muestras necesarias para realizar los análisis en un período de tiempo más corto, lo que permite una interpretación adecuada y oportuna del desarrollo de la patología en cuestión. Estas mejoras se han centrado en utilizar técnicas más eficientes y precisas, lo que ha llevado a resultados más confiables y a una toma de decisiones clínicas más informada. En general, estos avances contribuyen a agilizar el diagnóstico y mejorar la atención médica en beneficio de los pacientes (*Barreto, J. 2000*)

En 1945, un grupo de médicos científicos se unió para formar un comité con el objetivo de intercambiar experiencias y conocimientos sobre los pacientes del hospital de Filadelfia. Posteriormente, se compararon los resultados obtenidos en los diferentes laboratorios de Pensilvania para asegurar una calibración precisa y un control de calidad adecuado de los resultados del laboratorio. Esto permitiría minimizar la variabilidad en los resultados y mejorar la precisión en el diagnóstico de enfermedades que afectan a los componentes orgánicos (*Sanchez, J. 2016*)

### 3.3.3. Ventajas del uso del laboratorio

Una de las principales ventajas de implementar análisis de laboratorio como método de diagnóstico y prevención es que permite cuidar o diagnosticar oportunamente enfermedades primarias en las mascotas, lo que resulta en una mejor calidad de vida a largo plazo. Esto se logra al administrar un tratamiento adecuado y en el momento oportuno (*Duran, N. 2020*)

- **Rapidez**

Los ensayos de laboratorio ofrecen la ventaja de proporcionar resultados en un corto período de tiempo, lo cual beneficia al clínico al permitirle diagnosticar rápidamente una patología. Esto a su vez reduce el impacto negativo en el bienestar del paciente al aliviar la incomodidad causada por los síntomas clínicos de la enfermedad de manera oportuna (*Duran, N. 2020*)

- **Repetición del análisis**

La determinación de realizar un ensayo clínico de laboratorio está estrechamente relacionada con los descubrimientos clínicos obtenidos durante el examen físico del paciente. Estos descubrimientos clínicos son las pautas principales que guían la solicitud de pruebas, las cuales pueden repetirse en caso de sospecha de error en su ejecución. Los posibles errores en los resultados pueden estar relacionados con etapas previas al análisis, el análisis mismo o etapas posteriores al análisis, lo que puede resultar en la obtención de resultados falsos negativos o falsos positivos (*Ortega, D. 2019*)

- **Cantidad de la muestra**

El volumen mínimo necesario de muestra para llevar a cabo ensayos analíticos, como la medición de la biometría hemática, química sanguínea, hormonas, gases, electrolitos y sustancias tóxicas, suele ser de al menos 1-3 mL. Es importante recordar que estos valores son aproximados y pueden variar según el laboratorio y los métodos utilizados. Siempre es recomendable seguir las instrucciones específicas proporcionadas por el laboratorio o el profesional de la salud encargado del análisis para obtener resultados precisos y confiables (*Duran, N. 2020*)

### **3.4. MANEJO Y OBTENCIÓN DE MUESTRA**

El éxito y el valor final del análisis de una muestra clínica en el laboratorio dependen en gran medida del cuidado ejercido durante la selección, recolección y envío de la muestra. Es crucial elegir cuidadosamente la muestra más probable de contener el agente causal y garantizar que no se contamine con organismos del entorno. Para aumentar las posibilidades de aislar la bacteria u otro agente causal, se recomienda obtener la muestra antes de iniciar el tratamiento antibiótico, siempre que sea posible. Las muestras deben provenir de animales vivos sacrificados por el veterinario o de animales recientemente fallecidos, y deben refrigerarse de inmediato. Es importante que los animales hayan manifestado síntomas de la enfermedad, aunque idealmente no estén en estado moribundo (*Jaramillo, F. 2019*)

Si es posible, se recomienda que las muestras tengan un tamaño mínimo de 3 x 3 cm y se coloquen en envases estériles individuales, como fundas de polietileno u otros recipientes estériles. En caso de no disponer de dichos envases, se puede esterilizar frascos o tubos de ensayo, junto con sus respectivas tapas, mediante un proceso de hervido durante 30 minutos. Posteriormente, es esencial enviar las muestras al laboratorio refrigeradas en un plazo máximo de 4 horas, para preservar su calidad y evitar su deterioro (*De la Sota, M. 2005*)

#### **3.4.1. Material primordial para toma de muestras**

- Los tubos Venojet son recipientes estériles y herméticos utilizados para enviar muestras biológicas como sueros, leche, orina y otros líquidos. Estos tubos están diseñados para garantizar que las muestras se mantengan estériles y sin contaminación durante su transporte. Si no se requiere anticoagulante, los tubos estériles sin anticoagulante son adecuados para enviar estas muestras. Un volumen de muestra de aproximadamente dos o tres mililitros suele ser suficiente para los análisis necesarios
- Se requieren recipientes herméticos para el envío de órganos, tejidos, heces u otros materiales biológicos. Es importante evitar los frascos de cristal debido al riesgo de rotura. Se pueden utilizar recipientes como los envases de recogida

de orina de farmacias, tupperwares sencillos comprados en supermercados u otros recipientes herméticos. Es fundamental asegurarse de que el cierre sea hermético para prevenir derrames durante el transporte. Además, es importante no mezclar órganos diferentes en el mismo recipiente, ya que esto podría provocar contaminaciones bacterianas

- Las jeringas y agujas estériles son herramientas imprescindibles en la medicina, utilizadas para obtener muestras de sangre, líquido articular, líquido cefalorraquídeo y contenido estomacal en procedimientos médicos. Estos instrumentos permiten recolectar fluidos corporales para realizar pruebas diagnósticas y análisis de laboratorio, brindando información clínica relevante que ayuda en el diagnóstico y tratamiento de los pacientes. Es fundamental garantizar la esterilidad de estas herramientas para prevenir infecciones y asegurar la precisión de los resultados
- Las bolsas herméticas son útiles para contener órganos o fetos en situaciones en las que no se disponga de envases herméticos adecuados. Una opción práctica son las bolsas de congelación de alimentos, fabricadas con un plástico delgado pero resistente. Es fundamental permitir que el órgano se escurra para eliminar la mayor cantidad de líquidos posible y cerrar la bolsa con varios nudos para asegurar su sellado. Nunca se deben mezclar diferentes órganos en una misma bolsa y es importante identificar cada una de ellas de manera adecuada (*Vera, J. 2021*)
- Los hisopos con medio de transporte son disponibles en tiendas de suministros veterinarios y farmacias. Estos hisopos contienen un gel que evita el secado de las células y ayuda a preservar la muestra. Son muy convenientes porque permiten obtener muestras de animales vivos (como hisopos rectales, nasofaríngeos, vaginales, oculares, cutáneos, etc.) o de órganos después de una necropsia. Su transporte es más económico, no requieren refrigeración y eliminan los riesgos biológicos. Para recolectar una muestra correctamente con un hisopo, se debe girar el hisopo sobre sí mismo mientras se frota contra las paredes tisulares para desprender células. No necesitan refrigeración

- Cuando se trata de recolectar muestras fecales, es mejor utilizar kits de recolección especializados que contengan instrumentos diseñados específicamente para ese propósito. Estos kits suelen incluir espátulas o palos que permiten tomar una pequeña cantidad de muestra de manera higiénica y segura. Posteriormente, estas muestras se colocan en contenedores estériles o bolsas especiales para su envío al laboratorio (*Vera, J. 2021*)

### 3.4.2. Obtención de muestras sanguíneas

Estos métodos o sistemas se emplean para recolectar muestras de sangre en animales. Cada uno tiene requisitos y beneficios específicos. A continuación, se presenta una breve descripción de cada uno:

- **Jeringa.** Es importante tener precaución al manipular la jeringa para evitar generar un vacío excesivo. También se recomienda utilizar una aguja adecuada para la especie y el tamaño del animal, así como el recipiente de punción
- **Sistema de tubos con vacío.** El sistema de tubos con vacío requiere seguir las instrucciones proporcionadas por los fabricantes y adquirir habilidad para su manejo eficiente. Si se utiliza un anticoagulante, es fundamental llenar el tubo hasta el nivel indicado para mantener las proporciones correctas entre sangre y anticoagulante, lo cual afectaría los resultados si no se realiza correctamente
- **Sistema de vacío con tubos de plástico.** Su principal ventaja radica en que el vacío se puede ajustar enrollando el tubo, lo que permite repetir el proceso varias veces si es necesario. Además, estos tubos son más económicos que los de vidrio y no se rompen fácilmente debido a su naturaleza irrompible
- **Sistema de jeringa-tubo** El sistema de jeringa-tubo (Sarstedt) combina las ventajas de la jeringa, como su capacidad para manejar diferentes volúmenes y regular el vacío, con las ventajas de los tubos de vidrio, como la inclusión de anticoagulante y la posibilidad de procesar la muestra directamente en el recipiente sin necesidad de transferirla
- **Aguja directa.** La aguja directa es un método comúnmente utilizado en especies grandes, especialmente cuando se necesitan volúmenes de muestra

considerablemente grandes. Se recomienda el uso de agujas con calibres 14, 16 y 18, ya que las más delgadas tienden a obstruirse fácilmente. De esta manera, es posible recolectar las muestras directamente en tubos de ensayo u otros recipientes más grandes, según las necesidades específicas (Nuñez, L. 2007)

### **3.4.3. Exámenes sanguíneos**

- Hematológico
- Bioquímico
- Bacteriológico
- Serológico
- Parasitológico
- Toxicológico (Jaramillo, L. 2013)

#### **3.4.3.1. Tipos de muestras de sangre**

- **Sangre Entera:** La muestra de sangre recogida con anticoagulante debe mantenerse refrigerada a una temperatura de 4°C. Se puede conservar durante un período máximo de 24 a 48 horas, dependiendo de las pruebas que se realicen. Durante la recolección, el tubo se llena aproximadamente dos tercios y luego se mezcla suavemente invirtiéndolo de 5 a 10 veces para asegurar una distribución uniforme del anticoagulante. Es importante seguir las instrucciones específicas proporcionadas por el laboratorio o el profesional de la salud encargado
- **Plasma:** La separación de los componentes de la sangre mediante centrifugación se realiza aplicando una fuerza centrífuga a una velocidad aproximada de 3000 r.p.m. durante un periodo de 10 a 15 minutos. Este proceso se lleva a cabo al recoger la sangre con anticoagulante y colocarla en tubos de ensayo especiales. Durante la centrifugación, los diferentes componentes se separan en capas debido a sus distintas densidades
- **Suero:** La muestra de sangre se obtiene sin agregar anticoagulante y se permite que se coagule hasta que se forme un coágulo y se produzca la retracción del mismo (Rodríguez, J. 2021)

#### **3.4.4. Métodos de recolección**

La obtención de una muestra en óptimas condiciones depende de seguir ciertas pautas básicas. Estas incluyen asegurar la asepsia, mantener al paciente sujeto de manera adecuada, aplicar la técnica correcta para extraer la sangre y manipular y remitir la muestra de manera apropiada. A continuación, se presentan algunas normas fundamentales que se deben cumplir:

- Usar agujas, jeringas, recipientes; bien limpios y secos
- Utilizar los métodos de sujeción apropiados según la especie animal con la que se trabaje
- No producir estasis prolongado en la vena
- No absorber la sangre con mucha rapidez, dejando que la sangre se deslice suave y lentamente
- No sacudir bruscamente la sangre una vez extraída
- Mantenerla en refrigeración (*Rodríguez, J. 2021*)

##### **3.4.4.1 Punción Cutánea**

Cuando se requiere obtener una pequeña cantidad de sangre, se puede realizar una punción cutánea en la oreja, que es el lugar preferido para llevar a cabo este procedimiento:

- Se recomienda recortar con tijeras y desinfectar con alcohol al 70% la zona con abundante vello antes de realizar una punción. Es importante esperar a que el alcohol se evapore por completo antes de llevar a cabo el procedimiento
- Realizar una punción rápida utilizando una lanceta, una aguja de disección histológica o una aguja hipodérmica de punta afilada, después de haberla esterilizado previamente
- El propósito de desechar la primera gota es eliminar cualquier posible contaminación proveniente de la piel o los tejidos circundantes, los cuales podrían interferir con los resultados (*Aguilar, A. 2016*)

#### 3.4.4.2. Punción Venosa

Cuando se requiere recolectar una mayor cantidad de sangre, se utiliza esta técnica. A pesar de que es un procedimiento más complejo y requiere más material, es importante tener en consideración lo siguiente:

- Es recomendable utilizar agujas con un bisel corto y afilado, eligiendo un calibre apropiado en relación al grosor de la vena
- Es importante utilizar material estéril o desechable para garantizar la higiene durante el procedimiento
- Si el animal tiene un pelaje abundante, es aconsejable recortarlo para facilitar la visualización de la vena a puncionar. Además, es fundamental desinfectar la zona de punción antes de proceder
- Antes de la punción, se debe aplicar presión digital o usar un torniquete por encima del punto de extracción. Una vez insertada la aguja en la vena, se debe liberar la presión y permitir que la sangre fluya, ya sea mediante presión venosa positiva o aspiración con el émbolo de la jeringa. Es importante evitar generar espuma o hemólisis
- Al finalizar la extracción, se retira cuidadosamente la aguja y se aplica presión con los dedos en el lugar de punción para prevenir la formación de hematomas *(Rodríguez, R. 2017)*

#### 3.4.4.3. Punción venosa en caninos

- **Vena Cefálica:** La zona craneal del miembro anterior es el lugar donde se encuentra, y se debe desinfectar el área antes de realizar una punción utilizando alcohol al 70
  - Cuando se realiza la punción de la Vena Cefálica derecha, el asistente se posicionará en el lado izquierdo del animal y colocará su brazo izquierdo debajo de la barbilla del animal, con el propósito de restringir el movimiento de la cabeza

- El asistente utiliza su mano derecha para sujetar el brazo derecho por la parte inferior de la articulación del codo. Con el pulgar, comprime la vena y la gira suavemente para colocarla en la superficie del brazo estirado. En caso de no tener un asistente, se puede usar un torniquete en la parte inferior de la articulación del codo
  - La persona encargada de recolectar la muestra de sangre elige el miembro delantero del animal y lo coloca a lo largo de la vena
  - La aguja se inserta en la vena con un ángulo de 20 grados, en un solo movimiento, mientras se tira suavemente del émbolo para permitir que la sangre fluya dentro de la jeringa
  - Una vez obtenida la cantidad necesaria de sangre, se libera la presión del torniquete o se deja de aplicar presión con los dedos. Luego, la aguja se retira rápidamente y se aplica presión en el lugar de la punción para prevenir hemorragias o la formación de hematomas
- **Vena Yugular:** Es utilizada cuando el animal es pequeño
    - El ayudante asegura al animal en posición decúbito esternal, estirando su cabeza y cuello. Mediante una suave rotación de la cabeza, se logra una mejor visualización de la vena
    - La persona encargada de la venopunción coloca su pulgar en el surco yugular en el punto de encuentro, lo que ocasionará la inflamación de la vena
    - La punción se realiza introduciendo la aguja en dirección craneal dentro de la vena yugular (*Zaragoza, M. 2021*)

### 3.4.5. Alteración sanguínea

- **Inadecuada toma de muestra;** Si la persona encargada de recolectar la muestra no la realiza de manera adecuada, puede ocasionar daño a las membranas celulares y provocar cambios en la forma de los glóbulos rojos y las células blancas. Esto puede suceder debido a una mezcla deficiente de la

muestra, una agitación excesiva o incluso por la caída del tubo de muestra. Estas acciones inadecuadas pueden afectar la integridad de las células y dificultar el análisis y la interpretación de los resultados obtenidos. Por lo tanto, es crucial seguir los procedimientos correctos y manejar las muestras con precaución para obtener resultados precisos y confiables

- **Aspiración rápida y forzada de la sangre en especial si el calibre de la aguja es pequeña;** Un problema común en la recolección de muestras sanguíneas es la alta incidencia de hemólisis, que afecta entre el 80% y el 90% de las muestras recibidas. Este fenómeno ocurre cuando la morfología de los glóbulos rojos se daña debido a la formación de un vacío en la jeringa durante la extracción. Por lo tanto, se recomienda evitar tomar muestras con jeringas de venas de menor calibre, ya que esto aumenta el riesgo de hemólisis y de obtener resultados alterados
- **Introducción de la sangre a un segundo recipiente a través de la aguja;** Los sistemas de recolección al vacío son los más apropiados para obtener muestras de sangre, ya que permiten que la sangre fluya directamente desde la aguja hacia el tubo sin la necesidad de transferirla a través de un segundo recipiente. En cambio, las agujas hipodérmicas no están diseñadas para lograr esta transferencia eficiente, lo que puede resultar en un flujo de sangre inadecuado y un mayor riesgo de daño a las células
- **Extracción mínima de sangre para la cantidad de anticoagulante;** Esta acción, al mezclar la muestra con el anticoagulante, puede causar una disminución en el hematocrito debido a la dilución de la muestra sanguínea. Esto provoca un recuento reducido de eritrocitos y puede llevar a una interpretación errónea de los resultados como una anemia falsa. Es importante tener en cuenta esta dilución al analizar los resultados del hematocrito, ya que puede dar lugar a una aparente disminución en el recuento de glóbulos rojos y, por lo tanto, una interpretación incorrecta de los resultados
- **Llenado excesivo del tubo;** Si la cantidad de muestra de sangre excede la indicada en el tubo, puede ocurrir que el anticoagulante necesario para prevenir

la coagulación no sea suficiente. Esto puede resultar en la formación de trombos y microtrombos en la muestra

- **Disolución u homogenización incompleta de la muestra;** La homogenización efectiva requiere que la mezcla se realice de manera gradual y pausada, permitiendo que los ingredientes se dispersen y se mezclen de forma uniforme. Es importante agregar los componentes de manera consecutiva, mezclando entre cada adición para garantizar una distribución equitativa y evitar segregaciones
- **Ejercer sobre la muestra una fuerza excesiva;** La hemólisis puede tener consecuencias graves para la salud, ya que puede afectar la capacidad de los glóbulos rojos para transportar oxígeno de manera eficiente. Además, la liberación de hemoglobina puede ocasionar la formación de coágulos sanguíneos y dañar los órganos
- **Permitir que la muestra se sobrecaliente o se someta a frío;** Es necesario mantener la muestra a una temperatura ambiente entre 15 y 25 °C durante un período de 30 minutos, y luego transferirla a una refrigeración a 4 °C
- **Mantener la muestra a temperatura ambiente durante mucho tiempo;** Mantener la muestra en estas condiciones provocara alteraciones en la misma
- **Anticoagulante inapropiado;** La presencia de heparina en una muestra puede causar efectos indeseables, especialmente si se utiliza en concentraciones inapropiadas o si no se procesa correctamente la muestra. Algunos de estos efectos incluyen interferencia en pruebas de coagulación, alteración de los valores de electrolitos y interferencia en pruebas de enzimas y proteínas. Es importante seguir los protocolos adecuados y consultar con profesionales
- **Elección de la aguja;** Es fundamental que el calibre de la aguja utilizada en la toma de muestra de sangre coincida con el tamaño de la vena seleccionada. En caso contrario, pueden ocurrir problemas como la hemólisis (ruptura de los glóbulos rojos) y un flujo lento de sangre hacia la jeringa o tubo de recolección es necesario que la aguja sea del tamaño adecuado (*Lamping, C. 2014*)

### 3.4.5.1. Causa de hemolisis y lipemia

- La hemólisis puede ocurrir dentro o fuera del cuerpo, siendo más comúnmente asociada al daño a los glóbulos rojos fuera del cuerpo, especialmente durante la recolección y conservación inadecuada de muestras sanguíneas
  - Provocar un vacío violento al extraer la muestra con calibres de aguja muy delgados
  - Impacto del chorro de sangre en el fondo del recipiente
  - Emplear material húmedo con agua o alcohol
  - Material sucio o contaminado
  - Materiales de mala calidad, que presenten bordes o paredes rugosas
  - Agitación brusca de la muestra con el anticoagulante
  - Choques térmicos tanto calientes como fríos
  - Temperaturas extremosas
  - Manipulación brusca de muestras para obtención de suero antes de que el coagulo se haya formado (*Tercero, D. 2015*)

#### Cuadro No 5. Alteraciones en los analitos por hemolisis

Alteraciones	
AST	Proteínas totales
Amilasa	
FAS	Cloruro
Calcio	Protrombina
CK	ALT
Creatinina	Glucosa

*Fuente: Tercero, D. 2015*

**Nota:** AST: aspartato transaminasa, FAS: fosfatasa alcalina, VK: creatinina alcalina, ALT: alanina aminotransferasa

- Lipemia

La falta de ayuno del paciente es la causa más común de la alteración mencionada, aunque también existen enfermedades que pueden provocarla. En

general, se puede evitar esta alteración si se respeta el horario de la toma de muestra, recomendando realizarla en estado de ayuno (después de 8-12 horas de haber comido), especialmente importante en carnívoros que experimentan hiperlipemia después de las comidas (*Lamping, C. 2014*)

**Cuadro No 6.** Alteraciones de analitos por lipemia

<b>Aumento</b>	<b>Disminución</b>
Proteínas totales	ALT
Bilirrubina	AST
Albumina	FAS
Glucosa	Amilasa
Calcio	
Fosforo	
Hemoglobina	

*Fuente: Tercero, D. 2015*

**Nota:** ALT: alanina aminotransferasa, AST: aspartato transaminasa, FAS: fosfatasa alcalina

### **3.4.6. Examen dermatológico**

#### **3.4.6.1. Raspado Cutáneo**

El éxito del análisis microscópico del examen dependerá del cuidado al seleccionar los pelos y raspaduras de piel. Las lesiones más recientes tienen mayores posibilidades de ofrecer información relevante en comparación con las lesiones antiguas. Además, se considera que la periferia de la lesión es una fuente más rica en características microscópicas que el centro de la misma (*Choquecallata, A. 2021*)

La toma de muestras mediante raspaje se realiza en diferentes niveles de profundidad, los cuales dependen del diagnóstico presuntivo. Estos niveles determinan cuán profundo se debe raspar y recolectar la muestra:

- **Superficial:** Si tienes sospechas de que hay dermatofitos o ácaros viviendo en la superficie de tu piel, como el *Cheyletiella* sp, es crucial buscar atención médica de un dermatólogo u otro especialista en enfermedades de la piel. El especialista podrá examinar tus síntomas, realizar un análisis físico y, si es necesario, solicitar pruebas adicionales para confirmar el diagnóstico

- **Ligeramente Profundo:** Si tienes sospechas de la presencia de ácaros que excavan en la epidermis, como Sarcoptes y Psoroptes, es importante que busques atención médica de inmediato. Estos ácaros son responsables de dos enfermedades de la piel conocidas como sarna y sarna psoróptica, respectivamente
  - **Profundo:** Cuando se sospecha la presencia de ácaros foliculares, como el Demódex, es común realizar un procedimiento llamado raspado cutáneo profundo para obtener muestras de la piel y examinarlas en busca de evidencia de estos ácaros u otros microorganismos. Sin embargo, si durante el raspado cutáneo profundo se produce un sangrado capilar significativo, es importante informarlo al profesional de la salud que está llevando a cabo el procedimiento. Pueden existir varias razones para el sangrado, como una técnica incorrecta o una afección subyacente en la piel (*Colombini, S. 2005*)
- **Lugares de elección para raspado cutáneo**
    - Cuello y Cara
    - Espacio interdigital de Manos y patas
    - Grupa
    - Vientre y Flancos (*Fogel, F. 2009*)
  - **Técnica**

El borde de la hoja se sumerge en aceite mineral o una solución clarificante, como el hidróxido de potasio al 10%. Sosteniendo la hoja entre el pulgar y el segundo dedo, se utiliza el dedo índice como protección para prevenir daños en la piel u otras estructuras cercanas. Se aplica presión sobre la piel y se raspa alrededor de la lesión y a lo largo de la piel, manteniendo la hoja perpendicular a la superficie cutánea. Raspar en la dirección del crecimiento del vello facilita la recolección de la muestra. Para aumentar las posibilidades de encontrar algún espécimen, se recomienda raspar varias áreas afectadas. El material recolectado puede ser depositado

directamente en un portaobjetos o en un tubo en caso de recolectar cantidades más grandes (*Radin, J. 2020*)

- **Técnica del celo**

El raspado cutáneo es un procedimiento utilizado para analizar la superficie de la piel cuando esta se encuentra suave y con poca grasa. Su propósito principal es detectar la presencia de la levadura *Malassezia*, así como también permite identificar células inflamatorias como los neutrófilos y las células epiteliales nucleadas en casos de trastornos de queratinización. Además, el raspado cutáneo es útil para buscar la presencia de bacterias y parásitos, como el ácaro *Cheyletiella*, que habitan en la superficie cutánea. Esta prueba es una herramienta importante para el diagnóstico de diversas afecciones de la piel, pero es importante que sea interpretada por un profesional de la salud capacitado en el contexto clínico adecuado (*Morales, S. 2018*)

- **Técnica con escobillón**

En las áreas de los oídos, espacios entre los dedos y pliegues de la piel, se sugiere utilizar un hisopo o bastoncillo para recolectar material de la superficie cutánea. Si la piel está muy seca, es recomendable humedecer el hisopo con una solución salina estéril. Una vez obtenida la muestra, se debe extender de manera uniforme sobre un portaobjetos y permitir que se seque antes de aplicarle el tinte correspondiente (*Morales, S. 2018*)

### **3.4.6.2. Citología**

La citología cutánea es útil en diversos problemas de piel, especialmente en enfermedades descamativas, alopecias y pruriginosas. Se recomienda realizarla de forma rutinaria, ya que permite detectar la presencia de bacterias, hongos y levaduras, así como diagnosticar infecciones bacterianas y fúngicas. La elección de la modalidad de citología depende de la ubicación y tipo de lesión que se presente. Es importante recordar que la citología es una técnica complementaria en el diagnóstico dermatológico y puede requerir de otras pruebas adicionales para obtener un diagnóstico completo y preciso. La decisión de realizar una citología y

qué método utilizar debe ser tomada por un veterinario especializado en dermatología, considerando la evaluación clínica del paciente y su historial médico (*Cobb, R. 2016*)

#### **3.4.6.3. Tricograma**

El tricograma es una técnica utilizada en veterinaria para examinar el estado del pelo en casos de alopecia o sospecha de dermatofitosis. Es especialmente útil en gatos con pérdida de pelo, donde determinar si es espontánea o autoinducida por lamido es difícil. Consiste en arrancar pelos de la zona afectada con pinzas y examinar su estructura bajo el microscopio con poca luz. Esto permite evaluar la fase de crecimiento del pelo y detectar posibles roturas causadas por prurito. El tricograma brinda información importante para el diagnóstico y tratamiento de problemas de pérdida de pelo en animales, pero debe ser realizado por un veterinario o experto en dermatología veterinaria debido a su interpretación especializada (*Santana, E. 2022*)

#### **3.4.6.4. Cultivo de dermatofitos**

El cultivo de dermatofitos se realiza cuando hay sospechas de una dermatofitosis y en pacientes que presentan síntomas como pérdida de cabello, pequeñas protuberancias en la piel, aparición de pústulas o costras. El procedimiento consiste en limpiar la zona con alcohol al 70% y esperar unos minutos. Después, se emplean pinzas esterilizadas para recoger pelos y escamas de la periferia, los cuales se depositan en un recipiente estéril para ser enviados al laboratorio (*Laime, C. 2022*)

#### **3.4.6.5. Cultivo microbiológico**

Los cultivos bacterianos a partir de lesiones cutáneas son recomendados en pacientes con infecciones recurrentes y cuando se observan bacilos Gram negativos en la citología cutánea. En el caso de otitis, se sugiere realizar siempre cultivos microbiológicos para prevenir recaídas y la cronicidad de la enfermedad. Estos cultivos permiten identificar el agente causante de la infección y determinar su sensibilidad a los antibióticos, lo que facilita un tratamiento más específico y eficaz,

la decisión de realizar estos cultivos debe ser tomada por un profesional de la salud, considerando la situación clínica de cada paciente (*Laime, C. 2022*)

### **3.3.6.6. Alteraciones dermatológicas**

Es fundamental tener en cuenta que obtener muestras de forma incorrecta puede resultar en información nula o incluso llevar a diagnósticos erróneos. Es crucial realizar una toma de muestras adecuada para obtener resultados confiables en diversos campos, como la medicina, la investigación científica y el control de calidad. Una mala técnica de muestreo puede ocasionar contaminación, afectar la representatividad de la muestra, manipularla incorrectamente, generar errores en la identificación o carecer de estandarización. Por lo tanto, es necesario seguir los procedimientos correctos, asegurar la representatividad de la muestra y evitar cualquier forma de contaminación o manipulación indebida para garantizar la calidad de los datos y evitar interpretaciones incorrectas (*Machicote, G. 2011*)

- **Biopsia cutánea**

Se sugiere usar el punch de mayor diámetro posible al realizar biopsias de pequeño tamaño, teniendo en cuenta la ubicación específica del procedimiento. En general, se recomienda el uso de un punch de 6-8 mm. Sin embargo, hay excepciones para ciertas muestras en gatos, como el pabellón auricular y los planos nasal o facial, donde se aconseja utilizar un punch de 4 mm. Esto se debe a la sensibilidad y delicadeza de esas áreas particulares del cuerpo. En resumen, el tamaño del punch utilizado depende del área a biopsiar, siendo preferible un punch de mayor diámetro, a menos que se trate de las áreas mencionadas en gatos, donde se recomienda uno de 4 mm (*Machicote, G. 2011*)

- En el campo de la dermatopatología veterinaria, es más favorable recibir múltiples muestras que sean representativas de las lesiones cutáneas del animal. Esta práctica facilita el proceso de orientación y permite realizar varios cortes histológicos según sea necesario. Además, contribuye a una interpretación más adecuada de las características macroscópicas de las lesiones

- Es esencial indicar al patólogo la ubicación de cada biopsia al realizar múltiples muestras. Esta información permite al patólogo relacionar los hallazgos histopatológicos con la zona específica de cada muestra y así proporcionar un informe completo y preciso
- En casos donde la piel está infectada, se puede observar un cuadro inflamatorio asociado que a menudo oculta los cambios histológicos relacionados con la enfermedad primaria. Por lo tanto, se sugiere recetar un antibiótico por vía oral durante un período de 2 a 3 semanas antes de llevar a cabo la biopsia
- La realización de una biopsia de piel en un animal que está recibiendo corticoterapia puede ser problemática, ya que los corticosteroides pueden alterar el patrón inflamatorio de la enfermedad original y dificultar el diagnóstico histopatológico
- Es fundamental que el médico proporcione toda la información relevante, incluyendo un diagnóstico diferencial, para ayudar al patólogo a considerar y descartar diferentes posibilidades diagnósticas. La inclusión de datos clínicos detallados, como la edad del paciente, los síntomas, la duración de los síntomas, los antecedentes médicos y los resultados de pruebas previas, si los hay, es crucial (*Machicote, G. 2011*)

- **Cultivo microbiológico**

Es crucial enviar la muestra al laboratorio dentro de las 48 horas posteriores a la recolección, ya que, con el tiempo, los microorganismos contaminantes pueden crecer y dificultar la detección de los patógenos. Es fundamental conservar la muestra en el frigorífico después de tomarla y no dejar pasar más de 24 horas antes de enviarla. Además, es importante utilizar material estéril y en buen estado al tomar la muestra, y hacerlo en un entorno libre de contaminantes para evitar la alteración de los resultados (*Machicote, G. 2011*)

Es crucial no interrumpir el tratamiento con antibióticos durante la semana previa a la obtención de una muestra. Si se toma una muestra de un animal que

está siendo tratado con antibióticos y se suspende el tratamiento, existe el riesgo de obtener resultados incorrectos o sin relevancia clínica

Las citologías son pruebas que ayudan a interpretar los resultados del cultivo, identificando la presencia de bacterias, células inflamatorias y otros detalles relevantes. Especialmente en casos de crecimiento mixto en el cultivo, es importante contar con información citológica para una mejor comprensión. Sin embargo, en este caso se prefiere evitar la realización de la citología junto con el cultivo (*Machicote, G. 2011*)

- **Cultivo fúngico**

A veces, puede ser difícil diagnosticar la dermatofitosis, una infección fúngica de la piel, cuando se toma una cantidad insuficiente de pelos y descamaciones como muestra. Obtener una cantidad adecuada de muestra es crucial para poder detectar la presencia de hongos, ya que se requiere un crecimiento fúngico en el cultivo o una observación directa con hidróxido de potasio (KOH) para confirmar el diagnóstico. Si no se obtiene suficiente muestra, puede ser necesario repetir la recolección o utilizar otras técnicas complementarias. Por lo tanto, es importante seguir las instrucciones del profesional de la salud y comunicar cualquier problema relacionado con la cantidad de muestra recolectada, con el fin de obtener un diagnóstico preciso de la dermatofitosis (*Chaguay, K. 2020*)

- **Raspados**

Es aconsejable evitar realizar múltiples raspados, ya que con una sola toma de muestra no es posible obtener información definitiva sobre la presencia o ausencia del parásito. Realizar el raspado a una profundidad incorrecta. La profundidad del raspado varía en función del parásito que busquemos (para detectar parásitos de los géneros de *Cheyletiella* spp., *Otodectes* spp., *Sarcoptes* spp. o *Notoedres* spp. se debe realizar un raspado superficial, y para evidenciar parásitos del género *Demodex* spp. se requiere un raspado profundo, hasta provocar el sangrado capilar. Es posible que ciertas enfermedades de la piel causadas por ectoparásitos no sean detectadas mediante un raspado cutáneo

negativo. Aunque se realice el raspado en las lesiones primarias adecuadas, es probable que no se encuentren parásitos, lo cual no significa que no estén presentes en la piel. En el caso de la sarna sarcóptica, por ejemplo, se estima que alrededor del 50% de los raspados arrojan resultados negativos

- **Citología**

Es imprescindible elegir la técnica correcta de acuerdo con la zona específica que se desea analizar en el campo de la citología. Si no se hace una elección adecuada, pueden surgir complicaciones. Por ejemplo, si se utiliza una técnica inapropiada para obtener muestras de células cervicales, es posible que no se obtenga una muestra representativa del tejido cervical, lo que impide la detección de células anormales o pre-cancerosas. De manera similar, si se emplea una técnica incorrecta para obtener muestras de una lesión cutánea, es probable que no se recojan suficientes células o que la muestra se contamine, lo que dificultaría un diagnóstico preciso

Para evitar estas dificultades, es fundamental contar con profesionales especializados en citología y seguir los protocolos establecidos. Cada área del cuerpo requiere técnicas específicas para obtener muestras celulares de calidad, como el frotis cervical para el análisis de células cervicales o el raspado cutáneo para el análisis de células de la piel. En ocasiones, puede ser necesario combinar varias técnicas para obtener una muestra completa y representativa

En resumen, la elección apropiada de la técnica en la citología es esencial para obtener resultados precisos y confiables. No hacerlo puede comprometer la calidad de las muestras celulares y dificultar el diagnóstico preciso de enfermedades. Siempre se recomienda buscar asesoramiento de profesionales de la salud especializados en citología para determinar la técnica más adecuada en función de la zona que se desea analizar. La muestra debe extenderse correctamente para evitar la acumulación de material y células, lo cual dificulta la evaluación de la citología. Si se dispone de una cantidad suficiente de muestra, es preferible realizar múltiples citologías y asegurarse de extender bien el material en cada una de ellas (*Chaguay, K. 2020*)

- **Técnica del celo**

Utilizar una cinta adhesiva inapropiada puede tener consecuencias negativas. Los dermatólogos con más experiencia sugieren el uso de la cinta adhesiva de marca Scotch n° 602. Es fundamental comprender que la desinfección de una zona es un procedimiento necesario en muchos casos para reducir la presencia de microorganismos y prevenir la propagación de enfermedades

Sin embargo, si se necesita obtener una muestra para análisis microbiológicos, es importante evitar la desinfección previa, ya que podría afectar los resultados. En su lugar, se deben seguir las instrucciones específicas para obtener la muestra sin realizar ningún tipo de desinfección o lavado previo. Es fundamental seguir las pautas proporcionadas por el laboratorio o el profesional de la salud que solicita el análisis para asegurar la precisión de los resultados y la integridad de la muestra

La fijación de la citología con alcohol no es el método de fijación más comúnmente utilizado. En general, se utilizan fijadores químicos específicos, como el alcohol metílico, el formaldehído o la solución de Carnoy, para fijar las muestras citológicas. El alcohol puede causar contracción de las células y tejidos, lo que puede dificultar la interpretación de las muestras. Es importante seguir los procedimientos y protocolos establecidos por los profesionales de laboratorio y especialistas en citología, ya que las técnicas de fijación pueden variar según el tipo de muestra y el propósito del estudio citológico (*Brazis, P. 2011*)

- **Tricograma**

Al extraer el cabello en la dirección contraria a su crecimiento, se corre el riesgo de romperlo y distorsionar su apariencia. Esto puede llevar a una interpretación incorrecta de la densidad y la dirección en la que crece el cabello. Por lo tanto, es importante evitar extraer el cabello en contra de su crecimiento para obtener resultados precisos y no dañar la salud capilar. En caso de necesitar realizar pruebas o análisis en el cabello, es recomendable acudir a un profesional especializado en salud capilar o tricología, quienes podrán realizar la extracción

correctamente y de manera segura. Cuando realizas la depilación, es importante evitar aplicar demasiada fuerza, ya que esto puede dañar el cabello y la piel.

En su lugar, debes optar por movimientos suaves y lentos, que preserven la estructura del vello. Antes de empezar, asegúrate de preparar la piel adecuadamente, manteniéndola limpia y seca. Puedes considerar exfoliar suavemente la zona a depilar para eliminar las células muertas de la piel. Utiliza herramientas adecuadas, como cuchillas de afeitarse, cera o cremas depilatorias, de acuerdo a tus preferencias y tipo de piel

Mantén los movimientos suaves y en la dirección del crecimiento del vello, evitando movimientos bruscos. Después de la depilación, aplica una crema hidratante suave para calmar la piel. Recuerda permitir que la piel descanse entre sesiones de depilación para evitar debilitar el cabello y dañar la piel. Siempre ten en cuenta tus propias necesidades y comodidad al elegir el método de depilación adecuado para ti. En caso de preocupación o irritación severa, es recomendable buscar asesoramiento de un dermatólogo (*Brazis, P. 2011*)

#### **3.4.7. Examen de orina**

El análisis de orina requiere una muestra recogida de forma aséptica en recipientes estériles. La mejor muestra es la primera de la mañana, ya que es la más concentrada y estandarizada. Los análisis deben realizarse en un plazo de 2 horas desde la recogida, pero si no es posible, la muestra debe refrigerarse entre 4°C y 7°C y el análisis puede retrasarse hasta 12 horas. También es posible añadir un conservante químico adecuado para mantener la estabilidad de los componentes de la muestra. Es importante seguir las instrucciones específicas del laboratorio o profesional de la salud encargado del análisis de orina (*Zaragoza, M. 2021*)

- **Conservantes**

- Formol 40%: 1 gota por cada 2.5 ml. Aceptable para el análisis del sedimento; interfiere en las pruebas de azúcares reductores

- Alcohol Metílico o Etílico al 95%: 50% de orina + 50% de alcohol. Estos pueden preservar la orina durante 2 días, salvo para las determinaciones de cetonas
- Merthiolate (Ácido Etil-Mercurio Tio Salicílico): 10 mg / litro de orina (*Zaragoza, M. 2021*)

#### **3.4.7.1. Técnicas de extracción de la orina**

Es fundamental que el recipiente utilizado para recolectar las muestras esté limpio y se pueda cerrar herméticamente, evitando así cualquier derrame durante el transporte. Si se desea analizar pigmentos hemáticos, resulta crucial proteger la muestra de la luz. Por lo tanto, se recomienda emplear frascos de color ámbar, los cuales ofrecen una barrera contra la exposición directa o ultravioleta de la luz. Estos frascos son especialmente diseñados para resguardar sustancias sensibles a la luz y se utilizan comúnmente en entornos médicos y laboratorios para almacenar muestras que requieren protección

Además de utilizar frascos ámbar, es esencial asegurarse de que el recipiente de recolección esté limpio y se pueda cerrar adecuadamente para evitar fugas durante el transporte y garantizar que la muestra se mantenga en condiciones óptimas hasta su análisis en el laboratorio. Recuerda seguir las indicaciones y recomendaciones específicas proporcionadas por profesionales de la salud o el laboratorio en cuanto a la recolección, manipulación y almacenamiento adecuados de las muestras, ya que estos pueden variar dependiendo del tipo de análisis que se vaya a realizar (*Cazaux, M. 2022*)

- **Cistocentesis:** Realizar la cistocentesis es un procedimiento relativamente sencillo y potencialmente menos traumático. La vejiga se puede sentir fácilmente sin dificultad. La aguja puede ingresar tanto por el lado ventral como por el lateral de la región de la vejiga. No se aplican desinfectantes tópicos, ya que incluso una pequeña cantidad podría contaminar la muestra de orina y reducir el crecimiento bacteriano en el cultivo. Para realizar la cistocentesis de manera más sencilla, se suelen utilizar agujas de calibre 22G con una longitud de 5 a 5,5 cm (*Cazaux, M. 2022*)

- **Recolección en forma directa:** Durante la micción espontánea o al presionar la pared abdominal para estimular la evacuación de la vejiga, es preferible evitar la recolección de la primera porción de la orina. Esto se debe a que esta fracción inicial puede contener residuos de material contaminante presentes en la uretra, lo cual podría afectar los resultados de los análisis de laboratorio
- **Cateterización directa de vejiga:** La cateterización en hembras puede considerarse más fácil debido a las diferencias anatómicas evidentes. En las hembras, la uretra es más corta y recta, lo que facilita la inserción del catéter. Por otro lado, en los machos, la uretra es más larga, curvada y puede estar influenciada por la presencia de la próstata, lo que dificulta el procedimiento de cateterización (*Nuñez, L. 2007*)

#### 3.4.7.2. Recolección de orina en Caninos

- **Machos:** Las sondas de nylon flexible son dispositivos utilizados en veterinaria para llevar a cabo diversos procedimientos. Estas sondas están fabricadas con un material flexible y resistente, el nylon, y su diámetro varía según la talla del animal, pudiendo encontrarse en medidas de 2, 2.6 y 3.3 mm
- **Hembras:** Se utiliza sondad rectan con una ligera curva en la zona de la punta que sean de materia metálico, de diámetro 2mm y una longitud de 30cm
- **Precauciones:** No se debe introducir la sonda de manera forzada debido a que se puede confundir con el orificio uretral o con la fosa del clítoris, provocando heridas al punto de llegar a una hemorragia (*Morales, M. 2019*)

#### 3.4.7.3. Análisis de orina

- Análisis Físico (Color, Olor, Transparencia y Viscosidad)
- Análisis Químico (Densidad, pH, Proteína, Glucosa, Cuerpos Cetónicos, Bilirrubina, Urobilinógeno, Nitritos, Sangre y Leucocitos)
- Análisis del Sedimento Urinario (Estructuras Organizadas, Estructuras No Organizadas) (*Nuñez, R. 2017*)

### 3.4.7.4 Alteraciones en orina

**Cuadro No 7.** Alteraciones en la muestra de orina

<b>Examen</b>	<b>Manejo de la muestra al momento de la recogida</b>
Concentración de solutos en la orina	Es importante evitar el uso de orina que ha sido conservada con ácido bórico, ya que este compuesto puede aumentar la densidad de la orina, lo cual puede influir en los resultados de las mediciones
pH urinario	El uso del ácido bórico para conservar la orina no es aconsejable. Si la orina se almacena a temperatura ambiente durante más de 30 minutos, existe el riesgo de que se contamine con bacterias que pueden alterar su pH
Proteína urinaria	El recipiente de recolección contaminado con amonio cuaternario puede generar resultados falsos positivos en las pruebas
Glucosa en orina	Es posible que la glucosa urinaria se vea afectada por la contaminación bacteriana durante el almacenamiento, lo cual puede reducir su concentración. Por lo tanto, es recomendable utilizar muestras de orina recientes para evitar este problema
Cetonas en orina	Las bacterias pueden alterar la composición química de la orina y reducir la precisión de la prueba. Por lo tanto, es importante seguir las pautas adecuadas para la recolección y el almacenamiento de la muestra de orina. Así asegurarás resultados más confiables en la medición de las cetonas urinarias
Bilirrubina en orina	La bilirrubina en la orina es inestable y se oxida espontáneamente a temperatura ambiente y con exposición a la luz es incorrecta
Sangre, hemoglobina y mioglobina	Es importante asegurarse de mezclar completamente la orina antes de la prueba, ya que los glóbulos rojos tienden a sedimentar. También se debe evitar el uso de recipientes desinfectados con detergentes oxidantes, como hipoclorito y cloro, ya que pueden dar lugar a resultados falsos positivos

*Fuente: Barber, P. 2013*

### **3.4.8. Examen de heces**

Es posible determinar la existencia de parásitos intestinales comunes, como coccidios, giardia, anquilostomas, lombrices intestinales, tenias y tricocéfalos, mediante pruebas de laboratorio en muestras fecales de gatos y perros. Los análisis de heces pueden revelar la presencia de oocistos de coccidios, quistes de Giardia, huevos o larvas de anquilostomas, huevos de lombrices intestinales, segmentos de tenias y huevos de tricocéfalos. Es fundamental realizar estas pruebas para detectar y tratar cualquier infección parasitaria, ya que algunos parásitos pueden afectar la salud de las mascotas e incluso transmitirse a los humanos. En caso de sospecha de una infección parasitaria, es aconsejable consultar a un veterinario capacitado para llevar a cabo los análisis correspondientes y proporcionar el tratamiento adecuado

- **Extracción de la muestra**

La muestra fecal debe ser fresca y no contener piedras, tierra u otros contaminantes. Para obtenerla, generalmente se extrae directamente del recto del animal, manteniendo condiciones de asepsia. Sin embargo, en caso de no poder obtenerla de forma directa, se puede recolectar del suelo, siempre y cuando se confirme que pertenece al paciente en cuestión, esté fresca y se haya tomado precauciones para evitar contaminantes en la medida de lo posible (*Vignau, M. 2005*)

Para recolectar una muestra de heces en animales más pequeños, como mascotas, se puede utilizar un hisopo de algodón estéril. A continuación, se presentan los pasos para obtener la muestra:

- Reúne los materiales necesarios: hisopo de algodón estéril, tubo de ensayo limpio y estéril, y solución salina fisiológica estéril (1 o 2 ml)
- Utiliza guantes desechables para mantener la higiene durante todo el proceso
- Sujeta al animal suavemente para evitar movimientos bruscos mientras se toma la muestra

- Humedece el hisopo de algodón con la solución salina fisiológica estéril. Asegúrate de que el hisopo esté bien mojado, pero sin gotear
- Con cuidado, introduce el hisopo en el recto del animal. Evita insertarlo demasiado profundo para evitar molestias o lesiones
- Una vez que el hisopo esté dentro del recto, gíralo suavemente. Esto ayudará a obtener una muestra adecuada de heces
- Retira con cuidado el hisopo del recto del animal
- Inmediatamente después de retirar el hisopo, colócalo en el tubo de ensayo estéril. Asegúrate de que el hisopo esté completamente dentro del tubo
- Para mantener la humedad, añade 1 o 2 ml de solución salina fisiológica estéril al tubo. Esto ayudará a preservar la muestra y evitar que se seque

Una vez obtenida la muestra, es importante etiquetar adecuadamente el tubo de ensayo con la información del animal y la fecha de recolección. Luego, se puede enviar la muestra a un laboratorio para su análisis o seguir las instrucciones del veterinario sobre cómo proceder con la muestra obtenida (*Vignau, M. 2005*)

- **Cucharilla rectal**

La cantidad recomendada de materia fecal a recolectar varía según el tamaño del animal y el tipo de prueba(s) que se realizará. En pequeños animales, como perros y gatos, se sugiere recolectar de 2 a 5 gramos de materia fecal, aunque la cantidad puede variar para pruebas más especializadas. En grandes animales, como caballos o vacas, se recomienda recolectar al menos 10 gramos debido a su mayor capacidad digestiva. Sin embargo, es importante seguir las indicaciones específicas del veterinario o laboratorio para obtener resultados precisos y confiables (*Vera, J. 2021*)

#### **3.4.8.1. Conservación de la muestra**

Los conservantes físicos, como las temperaturas bajas mencionadas, pueden ser utilizados para preservar los estadios parasitarios durante largos períodos con un

mínimo desarrollo. Por ejemplo, temperaturas de 4°C permiten la conservación de estos estadios por al menos dos meses, mientras que la temperatura estándar del refrigerador, 10°C, permite examinar las muestras conservadas dentro de las 24 a 48 horas posteriores a su recolección

Sin embargo, es importante tener en cuenta que, en el caso de las heces diarreicas, se debe examinar la muestra en un plazo no mayor a una hora después de su evacuación. Esto se debe a que las condiciones de humedad y temperatura cálida en las heces diarreicas pueden favorecer el crecimiento bacteriano y la descomposición de la muestra, lo que dificulta su análisis preciso

Es importante mencionar que existen otros métodos de conservación, tanto físicos como químicos, que se pueden utilizar dependiendo del tipo de muestra y del propósito del análisis. Estos métodos pueden incluir el uso de conservantes químicos, como soluciones de fijación, que ayudan a mantener la integridad de las muestras biológicas y a prevenir su descomposición (*Vera, J. 2021*)

#### **3.4.8.2. Examen microscópico de heces**

El examen microscópico se lleva a cabo con el propósito de identificar estructuras y formas que no son visibles a simple vista, siendo útil para la detección de parásitos adultos, huevos y protozoos que pueden causar enfermedades. Además, permite el análisis de células de diversos tipos, como células estructurales o somáticas que constituyen los tejidos y células inmunitarias. En resumen, el examen microscópico es una técnica que proporciona información crucial para el diagnóstico y tratamiento de enfermedades al detectar organismos microscópicos y diferentes tipos de células (*Vera, J. 2021*)

#### **3.4.8.3. Métodos de identificación parasitaria**

- **Métodos simples;** Los ensayos parasitológicos son comúnmente realizados y de aplicación generalizada. Los resultados de estos ensayos pueden depender de la interpretación subjetiva del clínico a cargo del análisis. Dependiendo de las necesidades específicas, los resultados pueden ser interpretados tanto cualitativa

como cuantitativamente. Estos ensayos son ampliamente utilizados en el reconocimiento de huevos de parásitos, quistes, larvas y proglótides

- **Métodos de concentración;** El ensayo parasitológico cuantitativo es extremadamente útil cuando se enfrenta la limitación de contar con un número reducido de parásitos en una muestra clínica de heces. Además, tiene la característica de ser capaz de medir cuantitativamente la cantidad de estructuras parasitarias presentes en cada campo óptico (*Angulo, L.2021*)
- **Flotación;** El método de identificación y cuantificación parasitaria que mencionas es ampliamente utilizado debido a su enfoque en la separación de sustratos utilizando los principios de densidad. Este método utiliza reactivos que promueven la flotación de estructuras parasitarias como huevos, quistes y materia orgánica en muestras fecales. Sin embargo, es importante destacar que no es adecuado para la determinación y cuantificación de protozoarios, proglotis de cestodos y estados larvales
- **Sedimentación;** En resumen, este ensayo busca mejorar la detección e identificación de huevos parasitarios al hacer que se precipiten hacia el fondo de un medio líquido en un recipiente. Esto se logra mediante técnicas como la centrifugación, lo que facilita la observación y análisis de los huevos para un diagnóstico preciso y un tratamiento adecuado de las infecciones parasitarias
- **Métodos cuantitativos;** Estos métodos de análisis parasitarios se utilizan para medir las estructuras presentes en muestras observadas bajo el microscopio, como huevos y larvas. Existen varios enfoques, entre ellos el método de Dennis, el método de McMaster modificado y el método de Stoll modificado. Estos métodos pueden ser directos o calculados y se emplean para determinar la cantidad de parásitos presentes en una muestra específica. Es importante seguir las instrucciones adecuadas y contar con la asesoría de profesionales de la salud o laboratorios especializados en parasitología para realizar estos análisis de manera precisa (*Angulo, L.2021*)

#### **3.4.8.4. Alteraciones coproparasitario**

Es altamente recomendable buscar asesoramiento del laboratorio en cuanto a los análisis que se le indicarán al paciente, con el fin de asegurarse de que sean los más adecuados. Es importante obtener información sobre la forma óptima de obtener y enviar la muestra. Consultar al laboratorio brinda la oportunidad de tomar decisiones informadas y garantizar que se sigan los procedimientos correctos para obtener resultados precisos (*Falzone, E. 2009*)

- La muestra insuficiente se refiere a la cantidad insuficiente de muestras recolectadas para realizar un análisis preciso. En el caso del coproparasitológico, se recomienda recoger materia fecal de tres días consecutivos en un solo frasco
- Inadecuado acondicionamiento de la muestra: altera los resultados esperados
- Inexperiencia del procedimiento
- Muestras secas
- Fracción gruesa de la solución
- Mal montaje y pérdida de la muestra
- Alteración en la lectura de la muestra
- Alteración en la interpretación en flora bacteriana (*Falzone, E. 2009*)

#### **3.4.9. Examen oftalmológico**

La oftalmología veterinaria juega un rol esencial en el cuidado de la salud visual de los animales, asegurando su bienestar al detectar enfermedades en etapas tempranas, tratar y manejar lesiones oculares, y proveer atención médica especializada. Los animales, especialmente las mascotas, están expuestos a lesiones oculares debido a diferentes factores como accidentes, enfermedades infecciosas o trastornos genéticos. La oftalmología veterinaria provee las herramientas y técnicas necesarias para tratar y manejar eficazmente dichas lesiones, aliviando el dolor y promoviendo una recuperación adecuada (*Cattaneo, G. 2019*)

### **3.4.9.1. Pruebas diagnósticas**

El diagnóstico del síndrome de ojo seco no se basa exclusivamente en la prueba de Schirmer, aunque esta prueba puede formar parte del proceso diagnóstico. El síndrome de ojo seco implica una evaluación completa de los síntomas y varios exámenes oculares. Además de la prueba de Schirmer, se utilizan otros métodos como la evaluación de los síntomas del paciente, el examen detallado de los ojos y pruebas para medir la producción y calidad de las lágrimas, así como la evaluación de la superficie ocular. El diagnóstico se realiza considerando todos estos aspectos, y es necesario que un médico especialista realice una evaluación completa para establecer un plan de tratamiento adecuado (*Charles, L. 2010*)

### **3.4.9.2. Test de Schirmer**

La prueba lacrimal de Schirmer es un método sencillo y preciso para medir la cantidad de lágrimas acuosas. Es recomendable realizar esta prueba en pacientes con síntomas como secreción ocular, enrojecimiento excesivo de la conjuntiva, dolor ocular y especialmente cuando se sospecha que la pérdida de visión se debe a la opacidad de la córnea

Durante la prueba, se coloca una tira de papel absorbente en el borde del párpado inferior, la cual absorbe las lágrimas producidas durante un período determinado, generalmente 5 minutos. Luego se retira la tira y se mide la cantidad de lágrimas absorbidas (*Hernandez, J. 2005*)

Los resultados se expresan en milímetros de lágrima absorbida en el tiempo establecido. En adultos, un valor normal oscila entre 10 y 15 milímetros en 5 minutos. Si la cantidad de lágrimas es significativamente menor, puede indicar una disminución en la producción de lágrimas, lo que sugiere la posibilidad de tener síndrome de ojo seco

Es importante tener en cuenta que la prueba de Schirmer es solo una herramienta de diagnóstico y debe interpretarse junto con otros hallazgos clínicos y pruebas adicionales para llegar a un diagnóstico preciso. Si se sospecha de opacidad de la

córnea u otras afecciones oculares, se recomienda que el paciente sea evaluado por un oftalmólogo para recibir un diagnóstico y tratamiento adecuados (*Charles, L. 2010*)

- En condiciones normales, los resultados de la prueba de producción lagrimal de Schirmer I se interpretan de la siguiente manera:
  - $\geq 25$  mm/min: epífora
  - 16- 24 mm/min: producción normal
  - 11- 15 mm/min: QCS en fase precoz o subclínica
  - 6- 10 mm/min: QCS moderada o en grado medio
  - $\leq 5$  mm/min: QCS grave (*Gelatt, K. 2003*)

#### **3.4.9.3. Test de Fluoresceína**

La fluoresceína es un tinte soluble en agua que se utiliza en oftalmología para resaltar lesiones corneales y evaluar el sistema de drenaje lagrimal. Al aplicarse tópicamente, el colorante puede penetrar fácilmente en la submucosa conjuntival o el estroma corneal cuando hay alteraciones en el epitelio. Además, se utiliza para confirmar la presencia de úlceras corneales al resaltar las áreas dañadas. Al pasar desde la superficie ocular hasta las narinas, la fluoresceína también permite evaluar la permeabilidad del sistema de drenaje lagrimal. Se retiene en estructuras hidrófilas como la película lagrimal precorneal y el estroma corneal, pero no en estructuras hidrofóbicas. En resumen, la fluoresceína es un valioso recurso en el diagnóstico oftalmológico, ya que puede penetrar en la córnea y revelar lesiones, así como evaluar el funcionamiento del sistema de drenaje lagrimal (*Miller, P. 2016*)

Es esencial determinar si el epitelio ha cubierto el fondo de la úlcera corneal profunda y eliminar cualquier exceso de fluoresceína para un diagnóstico preciso. Las lesiones en las capas estromales de la córnea pueden causar una mayor formación de cicatrices en comparación con las úlceras que solo afectan el epitelio. Esto se debe a la transformación de las células estromales en fibroblastos, lo cual interrumpe la organización normal de las capas estromales y provoca una opacidad

permanente. A veces, la zona ulcerada puede ser visible a simple vista, pero es recomendable examinar ambos ojos con fluoresceína y eliminar el exceso de colorante con suero fisiológico estéril. La úlcera suele tener una forma irregular con bordes hundidos, lo que permite que la fluoresceína se filtre debajo del epitelio dañado y se acumule en el lecho de la úlcera. Esto genera un brillo verde distintivo cuando se examina con una lámpara de hendidura (*Miller, P. 2016*)

#### **3.4.9.4. Drenaje lagrimal**

El componente excretorio del sistema lacrimal se evalúa utilizando diferentes métodos. Estos incluyen la observación del lagrimeo en el canto medial, la aplicación de fluoresceína en el ojo para verificar su paso a través de la vía lagrimal, el lavado nasolagrimal o la cateterización, y la realización de una dacriocistorinografía. Estas técnicas se utilizan para determinar la permeabilidad y el funcionamiento de los conductos lagrimales, identificando posibles obstrucciones u otras irregularidades que puedan afectar el drenaje adecuado de las lágrimas. Si presentas síntomas relacionados con el sistema lacrimal, es recomendable consultar a un especialista en oftalmología para una evaluación precisa (*Brooks, D. 1992*)

El lavaje o cateterización nasolagrimal es un procedimiento utilizado tanto para evaluar como para tratar diversas afecciones relacionadas con el sistema nasolagrimal. Su objetivo principal es comprobar la permeabilidad de los conductos y desobstruirlos en caso de ser necesario, permitiendo así un adecuado drenaje de las lágrimas hacia la nariz.

Durante el procedimiento, se introduce una aguja o un catéter de teflón en el punto lacrimal superior, ubicado cerca del conducto nasolagrimal en el ángulo interno del ojo. Luego, se inyecta solución salina esterilizada a través de este punto, lo que permite que fluya a lo largo de los distintos conductos del sistema nasolagrimal, incluyendo el canalículo superior, el saco nasolagrimal, el canalículo inferior y finalmente sale por el punto lacrimal inferior del ojo (*Brooks, D. 1992*)

## CAPÍTULO IV. MARCO METODOLÓGICO

### 4.1. MATERIALES

#### 4.1.1. Ubicación de la investigación

El proyecto de investigación se ejecutó en la Clínica Veterinaria UEB

#### 4.1.2. Localización de la investigación

<b>País</b>	Ecuador
<b>Provincia</b>	Bolívar
<b>Cantón</b>	Guaranda
<b>Parroquia</b>	Veintimilla
<b>Sector</b>	Laguacoto II Km 1 <sup>1/2</sup>

Duración de 90 días

#### 4.1.3. Situación geográfica y climática

**Cuadro No 8.** Condiciones meteorológicas y climáticas

COORDENADAS DMS	
<b>Latitud</b>	1°34'30" S
<b>Longitud</b>	79°10'0" W
COORDENADAS GPS	
<b>Latitud</b>	-1.60566
<b>Longitud</b>	-79.0031
CONDICIONES METEOROLÓGICAS	
<b>Altitud</b>	2668 m.s.n.m.
<b>Humedad relativa promedio anual</b>	75 %
<b>Precipitación promedio anual</b>	900 mm/año
<b>Temperatura máxima</b>	18 °C
<b>Temperatura media</b>	12 °C
<b>Temperatura mínima</b>	8°C

*Fuente: Estación Meteorológica Laguacoto II 2022*

#### 4.1.4. Zona de vida

De acuerdo con el sistema de clasificación de zonas de vida por Leslie Ransselaer Holdridge. El sitio experimental correspondió a la formación de Montano bajo (*m.b*)

#### **4.1.5. Materiales y equipos**

##### **4.1.5.1. Material experimental**

60 Caninos

##### **4.1.5.2. Material de campo**

- Ropa de protección personal
- Mascarillas
- Guantes y Termómetro
- Envases para tomas de muestras
- Tubos Vacutainer
- Jeringas hipodérmicas
- Alcohol antiséptico
- Torniquete
- Maquina rasuradora
- Gradilla para tubos Vacutainer
- Cooler de transporte de muestras
- Equipo de diagnóstico
- Fonendoscopio

##### **4.1.5.3. Materiales de laboratorio**

- Hematógrafo
- Centrifuga
- Gradilla de hematocrito
- Refractómetro
- Porta y cubre objetos
- Tinción Diff Quik
- Cajas Petri
- Microscopio
- Solución salina isotónica
- Agua destilada
- Desinfectantes

#### **4.1.5.4. Material de oficina**

- Fichas clínicas
- Fichas de laboratorio
- Cuaderno
- Papel bond 4-A
- Calculador
- Resaltadores
- Hoja de registros
- Internet (*computadora, impresora, copiadora, pendrive*)
- Libros, manuales y textos de referencia
- Cámara fotográfica

#### **4.1.5.5. Instalación**

Clínica Veterinaria Universidad Estatal de Bolívar

### **4.2. MÉTODOS**

#### **4.2.1. Método de campo**

Para establecer la Importancia del laboratorio clínico en la medicina preventiva en animales de compañía caninos domésticos; Se determinó la población y se calculó el tamaño de la muestra en 60 canes, se analizó el estado general del paciente considerado como una unidad biológica

Cada uno de los canes se le designo una historia clínica, datos del propietario, registro e información general del paciente, información correspondiente a la variable de investigación; raza, edad, sexo, peso, condición corporal, hábitat y el estado patológico

#### **4.2.2. Factor en estudio**

Patologías

#### 4.2.3. Análisis Estadístico y funcional

Para esta investigación se aplicó el modelo estadístico cualitativo descriptivo, que permitió analizar casos particulares a partir de los cuales podemos extraer conclusiones generales, con la finalidad de alcanzar un conocimiento objetivo de la realidad. Los resultados experimentales obtenidos fueron sometidos a los siguientes análisis estadísticos: a través del programa Exel

- Medias  $\mu$
- Frecuencia  $F_i - Fa$
- Gráficos

#### 4.2.4. Métodos de evaluación y datos tomados

- **Raza (R).** Variable que estipulo el pedigrí o el mestizaje de los canes:
  - Mestizos
  - Otros
- **Sexo (S).** Variable cualitativa que nos indicó el género del animal:
  - Macho
  - Hembra
- **Edad (E).** Variable cuantitativa continua que establece las siguientes categorías:
  - 6.1 – 10 años
  - 3.1 – 6 años
  - 1 – 3 años
- **Peso (P).** Variable cuantitativa continua que resulta de los datos expresados en kilogramos de acuerdo con los siguientes rangos
  - > 18.1 Kg
  - 13.1 – 18 Kg
  - 10.1 – 13 Kg
  - 7.1 – 10 Kg
  - 3.0 – 7 Kg

- **Condición corporal (C/c).** Variable cuantitativa evaluada mediante la observación macroscópica, se determina según la conformación corporal

- **1-3/9 Conformación delgada**

- 1 Costillas, vértebras lumbares, huesos pélvicos y todas las prominencias óseas que sean evidentes desde una cierta distancia. Ninguna grasa corporal perceptible. Pérdida obvia de masa muscular

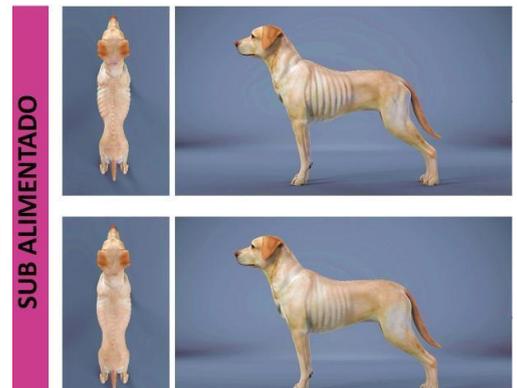
- 2 Costillas, vértebras lumbares y huesos pélvicos fácilmente visibles. No existe grasa palpable. Alguna evidencia de otra prominencia ósea. Pérdida mínima de masa muscular

- 3 Costillas fácilmente palpables y que pueden ser visibles sin grasa palpable. Las partes superiores de las vértebras lumbares son visibles. Los huesos pélvicos se hacen prominentes. Cintura obvia y pliegues abdominales

- **4-5/9 Conformación ideal**

- 4 Costillas fácilmente palpables con mínimo recubrimiento de grasa. Cintura fácilmente observable, si se observa desde arriba. Pliegue abdominal evidente

- 5 Costillas palpables sin exceso de recubrimiento de grasa. Se observa la cintura detrás de las costillas cuando se observa desde arriba. Se observa pliegue del abdomen cuando se observa desde un lado



▪ **6-9/9 Conformación pesada**

6 Costillas palpables con un ligero exceso de cubierta de grasa. La cintura es perceptible cuando se observa desde la parte superior, pero no es prominente. Pliegue abdominal aparente

7 Costillas palpables con dificultad; pesada cubierta de grasa. Depósitos de grasa observables sobre el área lumbar y la base de la cola. Cintura ausente o apenas visible.

Puede haber pliegue abdominal

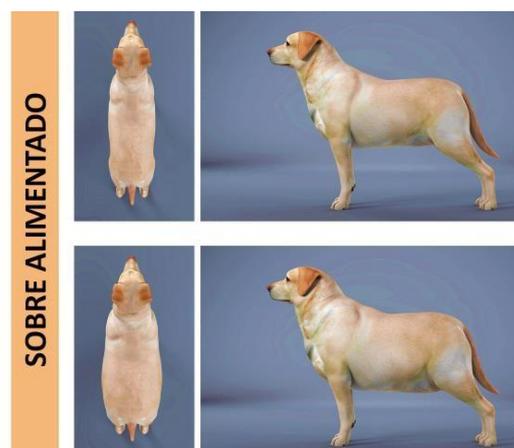
8 Costillas no palpables debajo de una cubierta de grasa muy pesada, o palpable sólo aplicando una presión importante. Depósitos pesados de grasa sobre el área lumbar y la base de la cola. Cintura ausente. Ningún pliegue abdominal. Puede existir una distensión abdominal obvia

9 Depósitos masivos de grasa sobre el tórax, columna y base de la cola. Cintura y pliegues abdominales ausentes. Depósitos de grasa en el cuello y extremidades. Distensión abdominal obvia

• **Hábitat (H).** Variable cualitativa que se establece mediante la recolección de datos a la hora de la consulta, se instauró en las siguientes categorías:

- Patio
- Terraza
- Dentro de casa

• **Patologías (P).** Variable que sistematiza los diagnósticos clínicos obtenidos en los exámenes laboratorio



#### 4.2.5. Manejo de la investigación

Para el desarrollo de la investigación se efectuaron las siguientes actividades

- **Anamnesis:** Se llevaron a cabo una serie de preguntas dirigidas a los propietarios del paciente con el fin de obtener información relevante sobre el cuadro patológico posible. Estas preguntas abordaron temas como el entorno y cuidado del paciente, su alimentación, historial médico, cirugías previas, duración de los síntomas, presencia de otros signos, estado de salud (vacunas y desparasitación), convivencia con otras especies, antecedentes de lesiones y tratamientos previos. El propósito de estas preguntas era recopilar datos que pudieran orientar el diagnóstico y tratamiento del paciente. Al obtener información detallada sobre estos aspectos, se podrían obtener pistas importantes para comprender la situación actual del paciente y determinar los siguientes pasos en cuanto a su atención médica
- **Constantes fisiológicas**

Dentro de las constantes tomamos frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria, pulso, coloración de las mucosas, tiempo de llenado capilar, grado de hidratación, reflejo tusígeno, linfonodos (*mandibulares, pre escapular, axilar, inguinal y poplíteos*) por último la temperatura para así evitar alteraciones en el paciente
- **Examen clínico general:** El examen clínico se inició con una inspección general a distancia adecuada en el área de consulta, posteriormente se realizó la palpación general con dirección cráneo-caudal en búsqueda de alguna alteración evaluando el estado sensitivo, estado de hidratación, alteraciones en la piel, reactividad de nódulos linfáticos, conformación y aplomos de las extremidades anteriores y posteriores evaluando conjuntamente el estado de propiocepción y reflejos nerviosos. Concluyendo el examen clínico del paciente se procedió a determinar que examen se decide realizar, como, por ejemplo, análisis sanguíneo, análisis dermatológico, análisis oftálmico, análisis de heces y uroanálisis
- **Obtención de la muestra:** En dependencia de la condición patológico y el

cuadro sintomático se procedió a remitir exámenes específicos, en donde para la medición hemática se tomó de 3 – 5 mL de sangre venosa procedente de la vena cefálica en tubos vacutainer de tapa lila con anticoagulante EDTA (*ácido etilendiaminotetraacético*) así mismo para la determinación bioquímica y hormonal se tomó de 3-5 mL de sangre venosa de una vena periférica en tubos vacutainer de tapa roja sin anticoagulante, adicionalmente para los pacientes que requerían la determinación del uroanálisis se recolecto 10 mL de orina en un tubo estéril mediante punción ecoguiada de la vejiga para su estudio, a su vez se tomó un raspado e hisopado de la piel y canal auditivo para su posterior análisis microscópico y finalmente, se recolecto un muestra de heces y se observó directamente en el microscopio

- **Exámenes de laboratorio**

- **Examen dermatológico**

Se instauró en la búsqueda de alteraciones dermatológicas de distintas índoles mediante la realización de; raspado cutáneo, hisopado, citología y aplicación de la lámpara de Wood. Para la observación microscópica y diagnósticos de agentes etiológicos como; ácaros entre ellos *Sarcoptes scabiei*, *Demodex canis*, *Cheyletiella*, *Otodectes cynotis* entre otros, así mismo para el diagnóstico de hongos y levadura como; *Trichosporon*, *Microsporum canis*, *Trichophyton mentagrophytes* y levaduras como *Malassezia pachydermatis*

- **Examen oftalmológico**

Fue determinado por las pruebas diagnósticas de fluoresceína y el test de schirmer, los cuales permitieron evaluar la integridad de las membranas de la córnea ocular, medición de la cantidad de lagrima producida y su capacidad de drenaje por el conducto naso-lagrimal

- **Examen de sangre**

Se realizó la medición de los parámetros hematológicos, análisis leucocitarios, eritrocitarios y plaquetarios, estos exámenes se realizaron con la finalidad de obtener información del estado general del paciente. El análisis de sanguíneo de los perfiles hepáticos y renal de los pacientes que requerían se realizó mediante

bioquímica sanguínea en donde se evaluó la integridad y funcionalidad de los órganos mencionados, donde contemplo la medición de; albumina, AST, ALT, GGT, bilirrubinas, fosfatasa alcalina, amilasa, nitrógeno ureico, creatinina, proteínas totales, globulinas y electrolitos

- **Examen de orina**

Mediante sondaje se obtuvo la muestra de orina, se ubicó 10 cm de muestra en un tubo estéril, posteriormente se colocó una tira reactiva de uroanálisis dentro del tubo, después de unos segundos se retiraba la tira y finalmente se observaba los cambios de los diferentes parámetros

- **Examen de heces**

Se inició tomando alrededor de 2 g de heces fecales directamente del ano, luego se colocó dos gotas de solución sobre un porta objeto, posteriormente se instaló el cubreobjetos y se procedió a observar en el microscopio con el objetivo de 40 X en búsqueda de huevos de parásitos o sus fases adultas

- **Instauración del diagnóstico**

Una vez obtenido todos los resultados de laboratorio, los datos de la exploración física y anamnesis, se confirma el diagnóstico del paciente en estudio

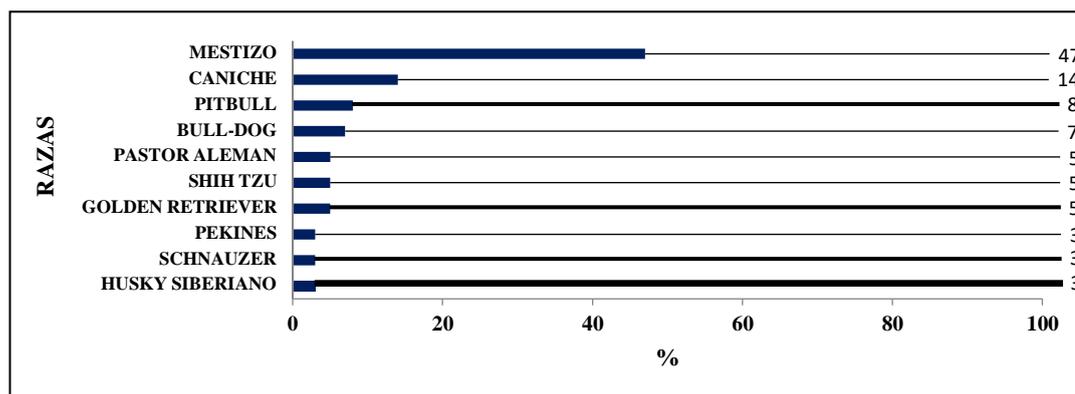
## CAPÍTULO V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 5.1. RAZA (R)

**Cuadro No 9.** Variable raza

PORCENTAJE DE FRECUENCIA					
ITEM'S	$F_i$	$F_a$	FRECUENCIA APARENTE		
MESTIZA	28	47%			
CANICHE	8	14%			
PITBULL	5	8%			
BULL-DOG	4	7%			
PASTOR ALEMAN	3	5%			
SHIH TZU	3	5%			
GOLDEN RETRIEVER	3	5%			
PEKINÉS	2	3%			
SCHNAUZER	2	3%			
HUSKY SIBERIANO	2	3%	No	0.02	3%
<b>TOTAL</b>	<b>60</b>	<b>100%</b>			
$\bar{x}$ 10% RAZA					

**Gráfico No 1.** Raza



### ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN

Se determinan las razas caninas; en equivalencia con estos datos, prescribe el 47% raza mestiza, en 60 animales expresando una media del 10%

*Barboza, G. 2001.* Dermatitis alérgica en caninos. Estudio clínico dermatológico en 54 perros realizado en la Policlínica Veterinaria de la Universidad del Zulia; basada en la historia clínica, los signos presentados y la prueba de alergia intradérmica. Las razas más afectadas fueron: mestiza 35,9%

En relación al resultado obtenido por *Barboza, G.* estipulo el porcentaje superior al tipo de raza mestizo, probablemente debido que varios son los factores que

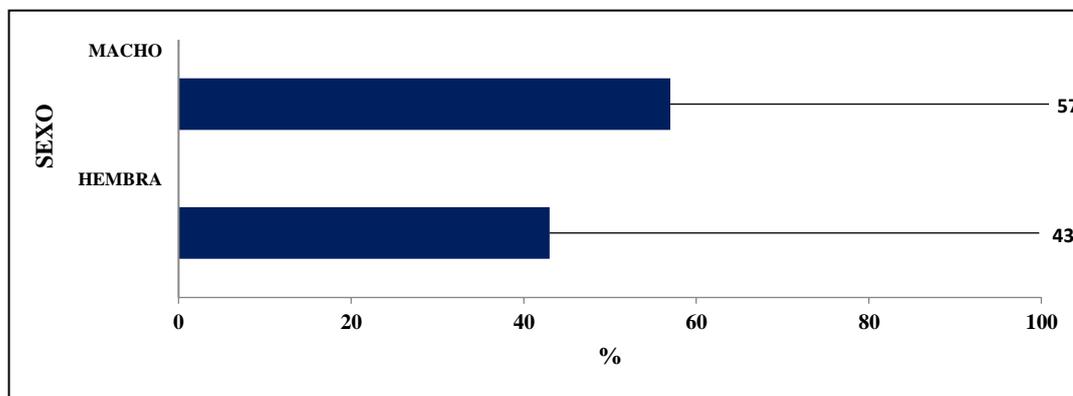
influyeron como costumbres o cultura de los pobladores, genética, medio geográfico y números de pacientes

## 5.2. SEXO (S)

**Cuadro No 10.** Variable sexo

PORCENTAJE DE FRECUENCIA					
ITEM'S	$F_i$	$F_a$	FRECUENCIA APARENTE		
MACHO	34	57%			
HEMBRA	26	43%	No	0.26	43%
TOTAL	60	100%			
$\bar{x}$ 50% PREVALENCIA					

**Gráfico No 2.** Sexo



### ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN

Se estipula el sexo; en comparación con estos datos, determina el 57% machos y 43% hembras, en 60 animales reflejando una media del 50%

**Radman, N. 2006.** *Toxocara canis* prevalencia en la ciudad de La Plata; Para su procesamiento se empleó el método de Fülleborn, observando un preparado de la flotación a los 20 minutos y un preparado del sedimento a las 24 horas; de acuerdo al sexo fluctuaron 62% hembras en 250 canes

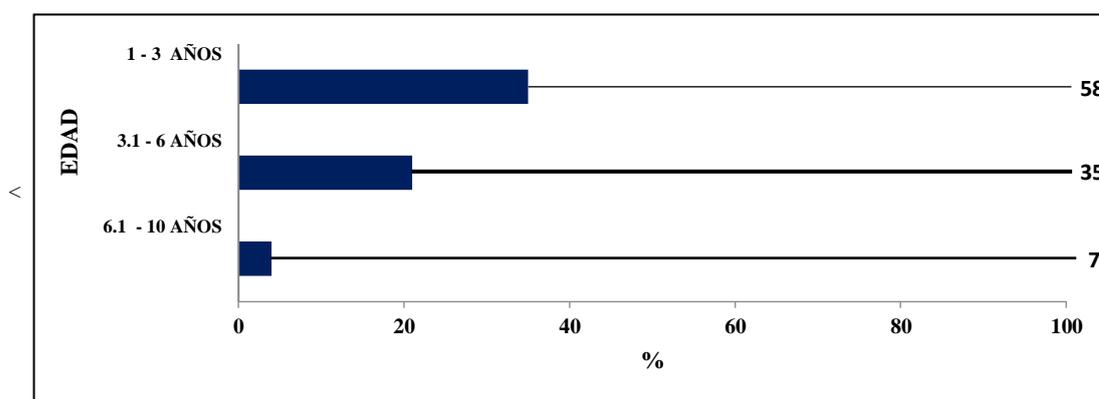
En dependencia al resultado obtenido por *Radman, N.* estipulo un porcentaje superior a la variable, se establece que el sexo de los animales podría estar relacionado con la conducta sexual, gestación, factores biológicos, lactancia y entorno

### 5.3. EDAD (E)

**Cuadro No 11.** Variable edad

PORCENTAJE DE FRECUENCIA					
ITEM'S	$F_i$	$F_a$	FRECUENCIA APARENTE		
1 – 3 AÑOS	35	58%			
3.1 – 6 AÑOS	21	35%			
6.1 – 10 AÑOS	4	7%	No	0.04	7%
<b>TOTAL</b>	<b>60</b>	<b>100%</b>			
$\bar{x}$ 33.3% EDAD					

**Gráfico No 3.** Edad



#### ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN

Se establece la edad en hembras y machos caninos; en paridad con estos datos, prescribe el 58% 1 - 3 años, en 60 animales expresando una media del 33.3%

*Segovia, P. 2015.* Estudio de insuficiencia renal subclínica en caninos geriátricos, diagnosticado por pruebas de laboratorio; Se encontró una relación entre la edad geriátrica y la detección de una insuficiencia renal subclínica usando el laboratorio clínico. Se midió urea, creatinina en sangre y proteínas, densidad en orina, en sesenta pacientes aparentemente sanos desde los siete años, en un periodo de cuatro meses

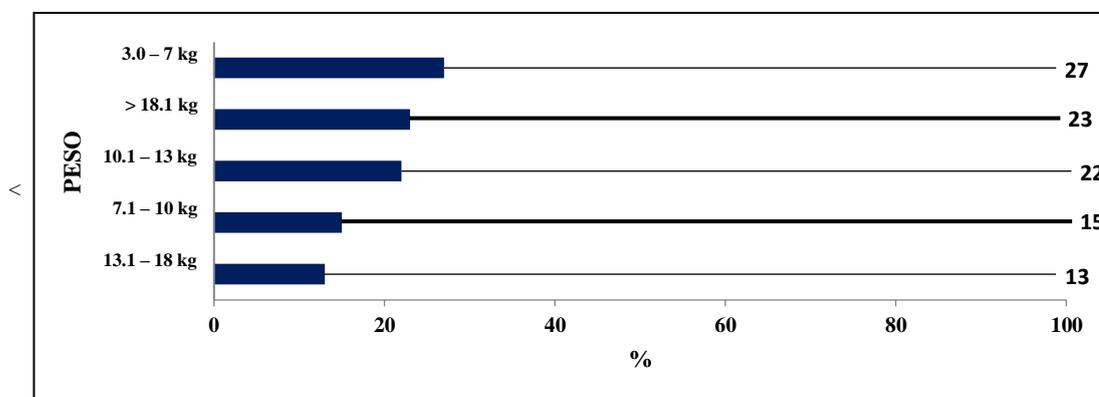
En relación al resultado obtenido por *Segovia, P.* estipulo un porcentaje superior a la variable, se establece que la edad de los animales podría estar relacionado con la susceptibilidad como un factor de riesgo significativo asociado a la adquisición de todas las patologías evaluadas

#### 5.4. PESO (P)

**Cuadro No 12.** Variable peso

PORCENTAJE DE FRECUENCIA					
ITEM'S	$F_i$	$F_a$	FRECUENCIA APARENTE		
3 – 7 Kg	16	27%			
> 18 Kg	14	23%			
10.1 – 13 Kg	13	22%			
7.1 – 10 Kg	9	15%			
13.1 – 18 Kg	8	13%	No	0.08	13%
<b>TOTAL</b>	<b>60</b>	<b>100%</b>			
$\bar{x}$ 20% PESO					

**Gráfico No 4.** Peso



#### ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN

En lista se establece el peso de los caninos; en paridad con estos datos determina el 27%, pesos 3 – 7kg; expresando una media del 20%

**Álvarez, J. 2015.** Relación entre el valor de creatinina sérica y el peso de perros sanos en clínicas veterinarias del Gran Santo Domingo; Existe una fuerte correlación entre la variable peso y creatinina sérica en perros sanos; 120 perros muestreados con peso superior a los 25 Kg

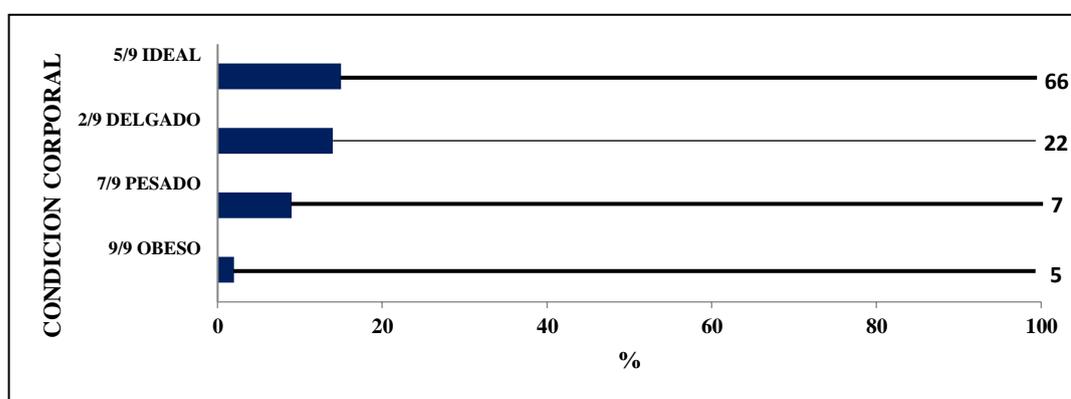
En virtud al resultado de obtenido por *Álvarez, J.* estipulo un porcentaje inferior a la variable, se establece que el peso de los animales podría estar relacionado con la alimentación, condición corporal, raza y genética

## 5.5. CONDICIÓN CORPORAL (C/C)

**Cuadro No 13.** Condición corporal

PORCENTAJE DE FRECUENCIA					
ITEM'S	$F_i$	$F_a$	FRECUENCIA APARENTE		
5/9 IDEAL	40	66%			
2/9 DELGADO	13	22%			
7/9 PESADO	4	7%			
9/9 OBESO	3	5%	No	0.03	5%
<b>TOTAL</b>	<b>60</b>	<b>100%</b>			
<b><math>\bar{x}</math> 25% CONDICIÓN CORPORAL</b>					

**Gráfico No 5.** Condición corporal.



### ANALISIS E INTERPRETACIÓN

Se exponen los niveles de la condición corporal; en concordancia con estos datos se establece que el 66% obtuvo una C/c 5/9 ideal

*De la Fuente, J. 2017.* Comparación de un glucómetro portátil con el método estándar en la determinación de glicemia en caninos de distinta condición corporal; Se realizó una curva de tolerancia a la glucosa oral y se cuantificó la glucosa sanguínea, estos valores se compararon con los obtenidos por el método Gold Standard a través de la prueba de Friedman; manifiesto 60% una condición corporal 3/5 ideal en 20 perros

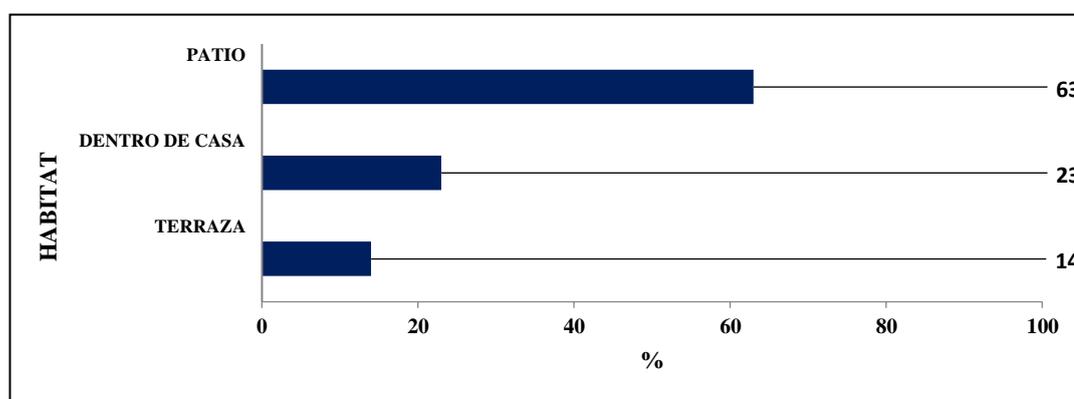
En dependencia al resultado obtenido por *De la Fuente, J.* estipulo el porcentaje similar a la variable C/c, se deriva que la condición corporal es una medida más relacionada con el estado de salud, nutrición y estrés

## 5.6. HABITAT (H)

**Cuadro No 14.** Hábitat

PORCENTAJE DE FRECUENCIA					
ITEM'S	$F_i$	$F_a$	FRECUENCIA APARENTE		
PATIO	38	63%			
DENTRO DE CASA	14	23%			
TERRAZA	8	14%	No	0.08	14%
TOTAL	60	100%			
$\bar{x}$ 33.3% HÁBITAT					

**Gráfico No 6.** Hábitat



### ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN

Se determinan los factores físicos y geográficos en relación con estos valores se establece que el 63% de la población habitan en el patio, expresando una media de 33.3%

*Méndez, M. 2019.* Determinación de la prevalencia de sedimentos urinarios en caninos mediante ecografía y técnicas clínicas complementarias en la ciudad de Guaranda; Determino el porcentaje de 28% en 25 canes que viven sub libres (fuera y dentro de casa)

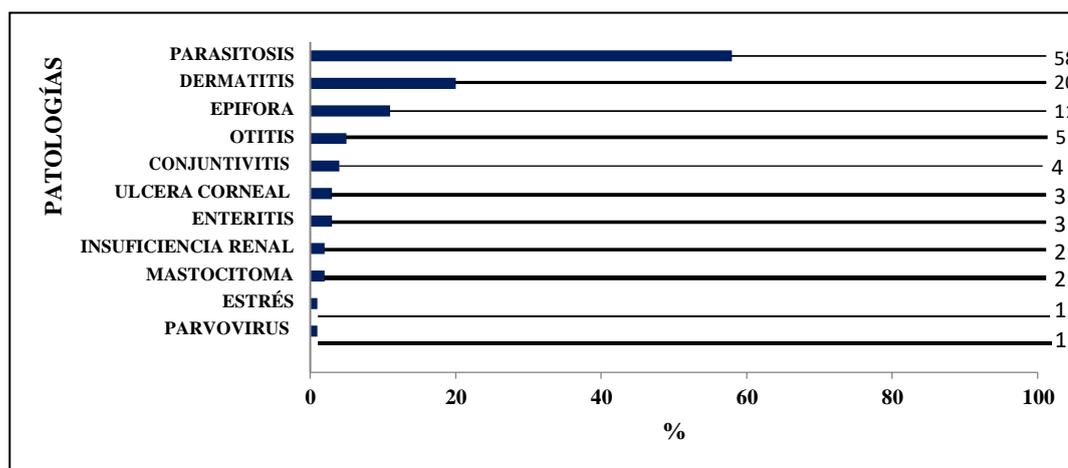
En dependencia al resultado obtenido por *Méndez, M.* especifico un porcentaje inferior a la variable, se establece que el hábitat podría estar relacionado con el entorno, factores geográficos que inciden directamente en el individuo

## 5.7. PATOLOGÍA (PT)

**Cuadro No 15.** Patología

PORCENTAJE DE FRECUENCIA					
ITEM'S	$F_i$	$F_a$	FRECUENCIA APARENTE		
PARASITOSIS	58	52%			
DERMATITIS	20	17%			
EPIFORA	11	10%			
OTITIS	5	5%			
CONJUNTIVITIS	4	4%			
ULCERA CORNEAL	3	3%			
ENTERITIS	3	3%			
INSUFICIENCIA RENAL	2	2%			
MASTOCITOMA	2	2%			
ESTRÉS	1	1%			
PARVOVIRUS	1	1%	No	0.01	1%
<b>TOTAL</b>	<b>110</b>	<b>100%</b>			
<b><math>\bar{x}</math> 9.09 % PATOLOGÍA</b>					

**Gráfico No 33.** Patologías



### ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN

Se establece las patologías; en relación con estos datos se instaure que el 52% presentaron parasitosis, contemplando una media 9.09%

*Marini, M. 2017.* Importancia de la historia clínica y la Laparotomía en la obstrucción intestinal; Estudio epidemiológico descriptivo retrospectivo de los casos clínicos en 178 caninos determino un 20% casos dermatológicos

De acuerdo al resultado obtenido por *Marini, M.* específico un porcentaje inferior, se establece que el diagnóstico clínico podría estar relacionado con causas extrínsecas que transgreden directamente en el individuo

## **CAPÍTULO VI. COMPROBACIÓN DE HIPÓTESIS**

De acuerdo a los resultados estadísticos obtenidos se acepta la hipótesis alterna

H1: El uso del laboratorio clínico ayuda al diagnóstico de patologías ocultas en caninos domésticos

## **CAPÍTULO VII. CONCLUSIÓN Y RECOMENDACIÓN**

### **7.1. CONCLUSIÓN**

De acuerdo con los resultados y análisis estadísticos, se sintetizan las siguientes conclusiones:

- Se llevaron a cabo diversos tipos de exámenes de laboratorio, que incluyeron hematología (15 pruebas), pruebas químicas en la sangre (9 pruebas), análisis de orina (11 pruebas), examen dermatológico (27 pruebas), examen oftálmico (30 pruebas) y coproparasitario (60 pruebas)
- Se encontraron diversas patologías en el estudio. Los resultados mostraron que la parasitosis afectaba al 52% de los casos, seguida de la dermatitis con un 17%. La epífora se presentó en un 10% de los casos, mientras que la otitis se registró en un 5%. La conjuntivitis representó el 4% de los casos, seguida de la úlcera corneal con un 3%. Tanto la enteritis como la insuficiencia renal se observaron en un 3% de los casos cada una. El mastocitoma y el estrés afectaron al 2% de los casos cada uno, y el parvovirus se presentó en un 1% de los casos
- El uso del laboratorio clínico es esencial en el diagnóstico y tratamiento de los pacientes caninos, ya que proporciona información vital sobre su salud y estado fisiológico. Las pruebas de laboratorio en muestras de sangre, orina y otros fluidos corporales permiten obtener datos precisos que ayudan a los veterinarios a establecer un diagnóstico definitivo y a implementar una terapia adecuada

## **7.2. RECOMENDACIÓN**

- Hacer un examen clínico, anamnesis, historia clínica, para determinar los diagnósticos diferenciales y optar por pedir o realizar los exámenes de laboratorio pertinentes
- Ejecutar una toma y conservación de muestras de forma adecuada para que los resultados sean confiables y llegar de esta manera a un diagnóstico definitivo
- Efectuar exámenes de laboratorio que sean considerados de mayor sensibilidad y especificidad para una patología en cuestión, los cuales permitan un diagnóstico más preciso y que sea enfocado a la prevención
- Realizar e interpretar técnicamente los resultados de laboratorio y relacionarlo con la parte semiológica para facilitar llegar a un diagnóstico definitivo

## BIBLIOGRAFIA

1. **Aguilar, A. 2016.** Prevalencia de otodectes cynotis en perros que presentan otitis en el consultorio. AGROSIERRA. De la ciudad de Guayaquil. Guayaquil, Ecuador
2. **Álvarez, J. 2015.** Relación entre el valor de creatinina sérica y el peso de perros sanos en clínicas veterinarias del Gran Santo Domingo. Santo Domingo, D.N., República Dominicana. Obtenido de; <https://repositorio.unphu.edu.do/bitstream/handle/123456789/4492/Relaci%3b3n%20entre%20el%20valor%20de%20creatinina%20s%3a9rica%20y%20el%20peso%20de%20perros%20sanos%20en%20cl%3adnicas%20veterinarias%20del%20Gran%20Santo%20Domingo.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
3. **Angulo, L. (2021).** Manual de procedimiento diagnostico en la clínica Vercanes. Obtenido de: <https://repository.ucc.edu.co/items/791956f1-1c00-48f8-9fd4-470e3c3e4ed3>
4. **Barboza, G. 2001.** Dermatitis alérgica en caninos. Estudio clínico dermatológico en 54 perros realizado en la policlínica veterinaria de la Universidad del Zulia. Universidad de los Andes (Venezuela). Obtenido de; <https://repositorioslatinoamericanos.uchile.cl/handle/2250/211097>
5. **Barreto, J. (2000).** El laboratorio clínico y su importancia en el diagnóstico de enfermedades. Investigación en Salud, 2(1), 45-48
6. **Barber, P. 2013.** Manual de nefrología y urología en pequeños animales. 2da edición, Barcelona, España, eds. ES. Ediciones S.2013, PP. 240-242
7. **Brazis, P. 2011.** Los errores más habituales en la toma de muestras en dermatología. Obtenido de: <https://www.portalveterinaria.com/animales-de-compania/articulos/21493/los-errores-mas-habituales-en-la-toma-demuestras-en-dermatologia.html>

- 8. Brennan, M. 2016.** Investigación de las consultas de medicina preventiva en la práctica de la primera opinión con pequeños animales en Reino Unido mediante la observación directa. Elseiver
- 9. Bosch, E. 2021.** Fuentes de error en la toma de muestras. ISO 5667-14; Obtenido de; <https://es.linkedin.com/pulse/6-fuentes-de-error-en-la-toma-muestras-eli-bosch>
- 10. Brooks, D. 1992.** Conceptos actuales de Oftalmología Veterinaria Colegio Estadounidense; obtenido de: <http://www.vetmed.ufl.edu/SACS/Ophtho/04amveppa.notesspanish.pdf>
- 11. Cattaneo, G. 2019.** Oftalmología Veterinaria III cuando las apariencias engañan. Tecnovet, 15
- 12. Cazaux, M. 2022.** Revisión de su utilidad y alcances como marcador de lesión renal. Brazilian Journal of Animal and Environmental Research, 5(3), PP. 3071-3081
- 13. Colombini, S. 2005.** Dermatología: Enfermedades pruríticas de la piel en perro y gatos. Saint Louis, Missouri: Nestlé Purina Petcare Company
- 14. Cobb, R. 2016.** Investigación de las consultas de medicina preventiva en la práctica de la primera opinión con pequeños animales en el Reino Unido Mediante la observación directa. Elseiver
- 15. Charles, L. 2010.** Ophthalmic diseases in veterinary medicine. Soft cover edition. editorial Manson Publishing. Anamnesis and the ophthalmic examination. PP. 15-17, cap 1; Lacrimal System (Anatomy and Physiology) PP.219- 222, cap 9. Diseases of the lacrimal Apparatus, Keratoconjunctivitis sicca, PP. 222- 230, cap. 9
- 16. Chaguay, K. 2020.** Caso clínico de dermatología. VEPA; Obtenido de: <https://www.clinvetpeqanim.com/img/pdf/1137663426.pdf>. PP. 101-105
- 17. Choquecallata, A. 2021.** Sarna demodéctica en caninos atendidos en el laboratorio clínico de la Facultad de Ciencias Veterinarias “Umss”

- 18. Daunas, A. (2021).** La vacunación en medicina veterinaria centra sus avances en la seguridad, la eficacia y la posibilidad de diferenciar animales vacunados de infectados. Boehringer Ingelheim
- 19. De la Sota, M. 2025.** Recolección y envío de muestras. Dirección Nacional de Sanidad Animal. SENESA. Buenos Aires
- 20. De la Fuente, J. 2017.** Comparación de un glucómetro portátil con el método estándar en la determinación de glicemia en caninos de distinta condición corporal. UNIVERSIDAD DE CHILE
- 21. Duran, N. 2020.** Ventajas y beneficios del laboratorio. Obtenido de <https://Petindustry.Co/Veterinaria/Ventajas-y-Beneficios-del-Laboratorio-Veterinario-In-Situ>
- 22. Falzoni, E. 2009.** Los diez errores más frecuentes que se cometen con las muestras de laboratorio; Obtenido de: <https://www.portalveterinaria.com/actualidadveterinaria/actualidad/19657/los-diez-errores-mas-frecuentes-que-se-cometen-con-las-muestras-de-laboratorio.html>
- 23. Fogel, F. 2009.** Dermatología canina para la práctica clínica diaria. Buenos Aires: Editotial Inter-Medica
- 24. Gelatt, Kirk. 2003.** Fundamentos de Oftalmología Veterinaria, 5ta Edición en español, Editorial Masson, España. PP 57
- 25. Gómez, S. 2018.** Implementación del servicio de medicina prepagada en el Centro Veterinario Dr. Cely. Obtenido De <Http://Repository.Unipiloto.Edu.Co/Bitstream/Handle/20.500.12277/8645/Trabajo%20de%20grado.Pdf?Sequence=1&Isallowed=Y>
- 26. Hernandez, J. 2005.** Diagnóstico de queratoconjuntivitis seca en caninos de la ciudad de Trujillo mediante la prueba lacrimal de Schirmer y tratamiento. Tesis

de Grado, Universidad Nacional de Cajamarca, Facultad de Ciencias Veterinarias, Cajamarca - Peru

27. **Hospital Veterinario Tu Can, 2018.** Medicina Preventiva. Obtenido De [Https://Hospitaltucan.Com/Medicina\\_Preventiva/](https://Hospitaltucan.Com/Medicina_Preventiva/)
28. **Jaramillo, L. 2013.** Aportes para la historia del médico laboratorista y los laboratorios clínicos de la ciudad de Cuenca. Revista de la Facultad de Ciencias Médicas de la Universidad de Cuenca, 31(2), PP 88-93
29. **Jaramillo, F. 2019.** Evaluación De Cambios En Bioquímica Sanguínea Presentados En Caninos Con Tumores Cutáneos Sometidos A Tratamiento En La Ciudad De Machala. Obtenido De [Http://Repositorio.Utmachala.Edu.Ec/Bitstream/48000/15062/1/De00007\\_Trabajodetitulacion.Pdf](http://Repositorio.Utmachala.Edu.Ec/Bitstream/48000/15062/1/De00007_Trabajodetitulacion.Pdf)
30. **Jimenez, A. 2020.** La Importancia de las pruebas de laboratorio
31. **Laime, C. 2022.** Evaluación de la incidencia de afecciones dermatológicas en canes diagnosticadas en cercado Cochabamba en la gestión 2021. Universidad Mayor de San Simón; Escuela Universitaria Posgrado; Facultad Ciencias Veterinarias Cochabamba – Bolivia
32. **Lamping, C. 2014.** Manual de diagnóstico con énfasis en laboratorio clínico veterinario. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria, Facultad de Ciencia Animal, Universidad Nacional Agraria, Managua, Nicaragua
33. **López, M. (2021).** Análisis clínico patológico y su importancia en el diagnóstico. Revista Científica de la Universidad Autónoma del Estado de México, 2(1), 18-23
34. **Marini, M. 2017.** Importancia de la historia clínica y la Laparotomía en la obstrucción intestinal. Universidad Nacional Rio Negro
35. **Machicote, G. 2011.** Dermatología felina y canina. Manuales clínicos por especialidades. Editorial, SERVET. Navarra – España. PP, 51-54

- 36. MERCK. MANUAL DE VETERINARIA 2007.** Editorial. Centrum Técnicas y Científicas. S.A. España. PP.1252
- 37. Méndez, M. 2019.** Determinación de la prevalencia de sedimentos urinarios en caninos mediante ecografía y técnicas clínicas complementarias en la ciudad de Guaranda. Obtenido de; <http://dspace.ueb.edu.ec/handle/123456789/3394>
- 38. Miller, P. 2016.** Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology. 6th edition. editorial Elsevier
- 39. Morales, S. 2018.** Evaluación comparativa de dos técnicas diagnósticas con relación al raspado cutáneo, en perros con demodicosis Atendidos en Veterinaria Happy Pet- Chiclayo. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo
- 40. Morales, M. 2019.** Colección, conservación y envío de muestras para el diagnóstico bacteriológico y micológico de importancia veterinaria. Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM)
- 41. Nebreda, M. 2021.** Historia del laboratorio clínico. Campus Trainig
- 42. Nuñez, R. 2017.** Manual básico de prácticas para análisis clínicos. México: Sello Editorial Ecorfan: 607-8534
- 43. Nuñez, L. 2007.** Patología clínica veterinaria. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia; Universidad Nacional Autónoma de México
- 44. Ortega, D. 2019.** El laboratorio clínico en odontología. Revista Adm, 76(1), 20 – 25
- 45. Radman, N. 2006.** Toxocara canis prevalencia en la ciudad de La Plata; Para su procesamiento se empleó el método de Fülleborn. Universidad Nacional de La Plata
- 46. Rodríguez, J. 2021.** Manual clínico del perro y el gato: Manuales clínico de veterinaria. (Vol. 3 Edición). España: Elsevier Health Sciences
- 47. Rodríguez, R. 2017.** Prevalencia de dipylidium caninum en perros callejeros de la ciudad de Mérida, Yucatán, México. Rev Biomed

- 48. Radin, J. 2020.** Interpretación de la citología canina y felina. Obtenido de; [http://190.186.110.75/sistemabibliotecario/doc\\_libros/Interpretaci%C3%B3n%20de%20la%20Citolog%C3%ADa%20Canina%20y%20Felina-1-20100903-094610.pdf](http://190.186.110.75/sistemabibliotecario/doc_libros/Interpretaci%C3%B3n%20de%20la%20Citolog%C3%ADa%20Canina%20y%20Felina-1-20100903-094610.pdf)
- 49. Sanchez, J. 2016.** El laboratorio clínico en Colombia: Orígenes, Historia, Nacimiento y Desarrollo. Archivos De Medicina. PP. 393 – 409
- 50. Santana, E. 2022.** Reporte de casos clínicos dermatológicos de ácaros (Demodex canis, Sarcoptes scabiei y Cheyletiella yasguri) en pacientes caninos de la Policlínica Veterinaria; Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Xochimilco. Ciudad de México
- 51. Segovia, P 2015.** Estudio de insuficiencia renal subclínica en caninos geriátricos, diagnosticado por pruebas de laboratorio. Trabajo de grado presentado como requisito para obtener el Título de Médico Veterinario y Zootecnista. Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Quito: UCE. PP. 73
- 52. Tercero, D. 2015.** Manual de toma, conservación y envío de muestras representativas al laboratorio de diagnóstico veterinario. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria, Facultad de Ciencia Animal, Universidad Nacional Agraria, Managua, Nicaragua
- 53. Vera, J. 2021.** Elaboración de guías para toma de muestra, procesamiento y análisis de coprológicos, raspados de piel y citología de oído para la clínica veterinaria Dog House; Universidad Cooperativa de Colombia, Facultad de Ciencias de la Salud, Medicina Veterinaria y Zootecnia, Bucaramanga
- 54. Vignan, M. 2005.** Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos. Facultad de Ciencias Veterinarias; ISBN: 987-43-9225-8
- 55. Vera, J. 2021.** Elaboración de guías para toma de muestra, procesamiento y análisis de coprológicos, raspados de piel y citología de oído para la clínica

veterinaria Dog House. Universidad Cooperativa de Colombia, Facultad de Ciencias de la Salud, Medicina Veterinaria y Zootecnia, Bucaramanga

- 56. Villiers, E. 2013.** Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales, 3ra ed. España. BSAVA, Lexus.2013, PP. 657
- 57. Zaragoza, M. 2021.** El laboratorio de análisis clínicos en el diagnóstico de las enfermedades del aparato urinario. Análisis de sangre. PP. 137-146

# **ANEXOS**

**Anexo No 1. Ubicación del proyecto de Investigación**



**GPS Latitud 1°14'30" S Longitud 78°37'11"**

ANEXO No 2. Base de datos

Raza R: Sexo S: Edad E: Peso P: Condición Corporal C/c: Hábitat H: Patología P



UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLIVAR  
 FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS, RECURSOS NATURALES Y DEL AMBIENTE  
 ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNI



No	Variable 1 R	Variable 2 S	Variable 3 E	Variable 4 P	Variable 5 C/C	Variable 6 H	Variable 7 PT
1	Mestizo	Hembra	1 – 3 años	7.1 – 10.0 kg	5/9 ideal	Terraza	Dermatitis - Parasitosis
2	Mestizo	Hembra	3.1 - 6 años	10.1 – 13.0 kg	5/9 ideal	Patio	Dermatitis - Parasitosis
3	Mestizo	Macho	6.1 – 10 años	7.1 – 10.0 kg	2/9 delgado	Patio	Insuficiencia renal - Parasitosis
4	Mestizo	Hembra	1 – 3 años	3 – 7 kg	2/9 delgado	Dentro de casa	Enteritis – Parasitosis
5	Mestizo	Hembra	1 – 3 años	3 – 7 kg	5/9 ideal	Dentro de casa	Epifora – Parasitosis
6	Mestizo	Macho	3.1 – 6 años	7.1 – 10.0 kg	2/9 delgado	Patio	Otitis – Parasitosis
7	Mestizo	Macho	1 – 3 años	7.1 – 10.0 kg	5/9 ideal	Patio	Dermatitis - Parasitosis
8	Mestizo	Hembra	3.1 – 6 años	>18.1 Kg	7/9 pesado	Patio	Dermatitis - Parasitosis
9	Mestizo	Macho	6.1 – 10 años	10.1 – 13.0 kg	2/9 delgado	Patio	Otitis - Parasitosis
10	Mestizo	Macho	1 – 3 años	>18.1 Kg	7/9 pesado	Terraza	Dermatitis - Parasitosis
11	Mestizo	Macho	3.1 – 6 años	10.1 – 13.0 kg	5/9 ideal	Patio	Dermatitis - Parasitosis
12	Mestizo	Hembra	3.1 – 6 años	10.1 – 13.0 kg	5/9 ideal	Patio	Dermatitis - Parasitosis
13	Mestizo	Hembra	1 – 3 años	10.1 – 13.0 kg	5/9 ideal	Patio	Parasitosis
14	Mestizo	Hembra	1 – 3 años	3 – 7 kg	2/9 delgado	Dentro de casa	Enteritis – Parasitosis
15	Mestizo	Macho	1 – 3 años	7.1 – 10.0 kg	2/9 delgado	Patio	Parasitosis
16	Mestizo	Hembra	6.1 – 10 años	10.1 – 13.0 kg	5/9 ideal	Patio	Epifora – Parasitosis
17	Mestizo	Hembra	3.1 – 6 años	>18.1 Kg	9/9 obeso	Patio	Dermatitis - Parasitosis
18	Mestizo	Hembra	1 – 3 años	10.1 – 13.0 kg	5/9 ideal	Terraza	Conjuntivitis - Parasitosis
19	Mestizo	Hembra	6.1 – 10 años	10.1 – 13.0 kg	2/9 delgado	Patio	Dermatitis - Parasitosis

20	Mestizo	Macho	1 – 3 años	10.1 – 13.0 kg	5/9 ideal	Patio	Dermatitis - Parasitosis
21	Mestizo	Hembra	1 – 3 años	10.1 – 13.0 kg	5/9 ideal	Patio	Conjuntivitis - Parasitosis
22	Mestizo	Hembra	1 – 3 años	10.1 – 13.0 kg	5/9 ideal	Patio	Epifora – Parasitosis
23	Mestizo	Hembra	3.1 – 6 años	7.1 – 10.0 kg	5/9 ideal	Terraza	Dermatitis - Parasitosis
24	Mestizo	Macho	3.1 – 6 años	>18.1 Kg	5/9 ideal	Patio	Parasitosis
25	Mestizo	Macho	3.1 – 6 años	13.1 – 18.0 kg	5/9 ideal	Patio	Dermatitis - Parasitosis
26	Mestizo	Hembra	1 – 3 años	13.1 – 18.0 kg	5/9 ideal	Patio	Dermatitis - Parasitosis
27	Mestizo	Macho	1 – 3 años	3 – 7 kg	5/9 ideal	Patio	Ulcera corneal - Parasitosis
28	Mestizo	Macho	1 – 3 años	7.1 – 10.0 kg	5/9 ideal	Patio	Ulcera corneal - Parasitosis
29	Caniche	Macho	1 – 3 años	3 – 7 kg	5/9 ideal	Dentro de casa	Dermatitis - Parasitosis
30	Caniche	Hembra	3.1 - 6 años	3 – 7 kg	5/9 ideal	Terraza	Epifora - Parasitosis
31	Caniche	Macho	1 – 3 años	3 – 7 kg	5/9 ideal	Terraza	Otitis – Parasitosis
32	Caniche	Hembra	1 – 3 años	3 – 7 kg	5/9 ideal	Dentro de casa	Parasitosis
33	Caniche	Macho	1 – 3 años	3 – 7 kg	5/9 ideal	Dentro de casa	Otitis – Parasitosis
34	Caniche	Macho	1 – 3 años	7.1 – 10.0 kg	5/9 ideal	Terraza	Epifora – Parasitosis
35	Caniche	Macho	1 – 3 años	13.1 – 18.0 kg	5/9 ideal	Patio	Intususcepción - Parasitosis
36	Caniche	Macho	1 – 3 años	3 – 7 kg	5/9 ideal	Patio	Epifora – Parasitosis
37	Pitbull	Macho	3.1 – 6 años	>18.1 Kg	5/9 ideal	Patio	Mastocitoma benigno - Parasitosis
38	Pitbull	Macho	1 – 3 años	13.1 – 18.0 kg	5/9 ideal	Dentro de casa	Parasitosis – Enteritis
39	Pitbull	Macho	1 – 3 años	>18.1 Kg	5/9 ideal	Patio	Parasitosis
40	Pitbull	Macho	1 – 3 años	>18.1 Kg	2/9 delgado	Patio	Dermatitis - Parasitosis
41	Pitbull	Hembra	1 – 3 años	>18.1 Kg	5/9 ideal	Terraza	Mastocitoma benigno - Parasitosis
42	Bull- dog	Macho	3.1 – 6 años	13.1 – 18.0 kg	5/9 ideal	Dentro de casa	Parasitosis
43	Bull- dog	Hembra	1 – 3 años	7.1 – 10.0 kg	5/9 ideal	Patio	Parasitosis
44	Bull- dog	Macho	3.1 – 6 años	>18.1 Kg	9/9 obeso	Dentro de casa	Dermatitis - Parasitosis
45	Bull- dog	Macho	3.1 – 6 años	>18.1 Kg	7/9 pesado	Patio	Conjuntivitis - Parasitosis
46	Pastor Aleman	Macho	1 – 3 años	>18.1 Kg	2/9 delgado	Patio	Dermatitis - Parasitosis
47	Pastor Aleman	Hembra	3.1 – 6 años	>18.1 Kg	5/9 ideal	Patio	Otitis – Parasitosis
48	Pastor Aleman	Macho	1 – 3 años	10.1 – 13.0 kg	2/9 delgado	Patio	Parvovirus - Parasitosis
49	Shih tzu	Hembra	1 – 3 años	3 – 7 kg	5/9 ideal	Dentro de casa	Epifora – Parasitosis
50	Shih tzu	Macho	1 – 3 años	3 – 7 kg	5/9 ideal	Patio	Epifora – Parasitosis

51	Shih tzu	Macho	1 – 3 años	3 – 7 k	5/9 ideal	Dentro de casa	Epifora – Parasitosis
52	Golden retriever	Macho	1 – 3 años	>18.1 Kg	5/9 ideal	Patio	Dermatitis - Parasitosis
53	Golden retriever	Macho	1 – 3 años	13.1 – 18.0 kg	2/9 delgado	Dentro de casa	Enteritis – Parasitosis
54	Golden retriever	Hembra	3.1 – 6 años	>18.1 Kg	9/9 obeso	Patio	Insuficiencia renal - Parasitosis
55	Pekínés	Hembra	3.1 – 6 años	3 – 7 kg	2/9 delgado	Dentro de casa	Estrés
56	Pekínés	Macho	3.1 – 6 años	3 – 7 kg	5/9 ideal	Dentro de casa	Epifora – Parasitosis
57	Schnauzer	Hembra	3.1 – 6 años	3 – 7 kg	7/9 pesado	Patio	Dermatitis - Parasitosis
58	Schnauzer	Hembra	1 – 3 años	13.1 – 18.0 kg	5/9 ideal	Patio	Dermatitis - Parasitosis
59	Husky siberiano	Macho	3.1 – 6 años	13.1 – 18.0 kg	5/9 ideal	Patio	Ulcera corneal - Parasitosis
60	Husky siberiano	Macho	3.1 – 6 años	10.1 – 13.0 kg	2/9 delgado	Patio	Conjuntivitis - Parasitosis

**ANEXO No 3. Fichas clínicas**

 UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR FACULTAD DE CIENCIA AGROPECUARIAS RECURSOS NATURALES Y DEL AMBIENTE CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA 		
N° Historia Clínica <i>10</i>	Día de admisión: <i>05 - 08 - 2022</i> Hora: <i>10:30</i>	Nombre del paciente: <i>Teddy</i>
Propietario: <i>Gabriela Ulloa</i>	Veterinario encargado	
Dirección: <i>Los trigales</i>		
Celular/ Teléfono: <i>0962 895 533</i>		
Ciudad: <i>Guaranda</i>		
<b>Reseña</b>		
Especie: <i>canino</i>	Edad: <i>3 años</i>	Color: <i>blanco / amarillo</i>
Sexo: <i>macho entero</i>	Peso: <i>28.6 Kg</i>	Condición corporal: <i>7/9</i>
Raza: <i>Bulldog</i>	Fecha de nacimiento: <i>24 / 07 / 20 19</i>	Habitad: <i>caja</i>
Vacunado: <i>si</i>	Desparasitado: <i>si</i> D. Externa:  D. Interna:	Dieta: <i>Balancedo (comimento)</i>
<b>Motivo de consulta:</b> <i>Puntito con eritema y erupción papulo costrosa</i>		
<b>Anamnesis:</b> <i>Puntito con eritema y erupciones papulo costrosa sano 3 meses de evolución. Puntito no estacional Realiza con trol anti pulgas Alimento con dieta comercial adecuada Otitis hace 1 mes Tratamiento tópico - baños con ozono y baños con gutoceazol Administración de simpanica.</i>		
<b>Constantes fisiológicas:</b>		
FC: <i>104 L/min</i>	T°: <i>38.8 C</i>	Hidratación: <i>S2</i>
Pulso: <i>68 p/min</i>	Mucosas: <i>rosadas</i>	Linfonodos: <i>no reactivos</i>
FR: <i>27 l/min</i>	TLLC: <i>2 seg</i>	Reflejo tusígeno: <i>negativo</i>
<b>Examen clínico general:</b> <i>A la examinación no se evidencian anomalías. A la exploración de la piel se observa, erupciones papulo costrosa generalizado, eritema interdigital y en la cara cuneava de ambas orejas, alopecia y papulos en la parte ventral del torax y abdomen</i>		

013

Lista de problemas  
① prurito ② eritema interdigital ③ eritema en la cara concava de  
ambas orejas ④ pelo sin brillo ⑤ erupciones papulo costrosas.

Lista maestra  
I. Dermatología - 2, 3, 4, 5  
II. Musculoesquelético - 1

Diagnóstico diferencial  
Dermatitis atópica  
Dermatofitos  
Demodicosis

Exámenes complementarios  
Raspado cutáneo                      Orionálisis  
Hemograma                              tiempo de wood  
Bioquímica

Diagnóstico definitivo  
Dermatitis atópica

Plan terapeutico  
Prednisolona 2mg/Kg/24h / 3 semanas  
4 semana 1mg/Kg/24h / 3 semanas - 7 semana 0,5 mg/Kg/24h  
PO: 3 semanas

Plan seguimiento

## ANEXO No 4. Análisis de sangre



Fecha: viernes, 2 de septiembre de 2022

N.H.C: 900/22

Datos /de la mascota	
<b>Nombre</b>	Rabito
<b>Especie</b>	Canino
<b>Raza</b>	Fresh Poodle
<b>Sexo</b>	Hembra

Datos del propietario	
<b>Nombre</b>	Viviana Chasi
<b>Teléfono</b>	0994528480
<b>Dirección</b>	Guanujo
<b>Ciudad</b>	Guaranda

### HEMATOLOGÍA

DESCRIPCIÓN	RESULTADOS	UNIDADES	REFERENCIA	HISTOGRAMA									
Leucocitos	15.93	10 <sup>3</sup> /ul	6.00 - 17.00										
Linfocitos	2.77	10 <sup>3</sup> /ul	1.00 - 4.80										
Monocitos	0.45	10 <sup>3</sup> /ul	0.2 - 1.5										
Neutrófilos	12.00	10 <sup>3</sup> /ul	3.00 - 12.00										
Eosinófilos	0.24	10 <sup>3</sup> /ul	0.00 - 0.80										
Basófilos	0.04	10 <sup>3</sup> /ul	0.00 - 0.40										
Linfocitos	17.9	%	0.00 - 100.0										
Monocitos	4.8	%	0.00 - 100.0										
Neutrófilos	76.7	%	0.00 - 100.0										
Eosinófilos	1.8	%	0.00 - 100.0										
Basófilos	0.5	%	0.00 - 100.0										
HEM	9.13	10 <sup>6</sup> /ul	5.5 - 8.5										
Hb	187	g/l	120 - 180										
HCT	55.49	%	37.00 - 55.00										
MCV	67	ft	60 - 77										
MCH	21.4	pg	19.5 - 24.5										
MCHC	325	g/l	310 - 390										
RDWc	14.4	%	14.00 - 20.00										
RDWs	42.2	ft											
PLT	87	10 <sup>3</sup> /ul	165 - 500	<b>Indicadores diagnósticos:</b>  <table border="1"> <thead> <tr> <th>Neutrófilos:</th> <th>Resultado</th> <th>Referencia</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>Maduros</td> <td>%</td> <td>60 - 70 %</td> </tr> <tr> <td>Inmaduro</td> <td>%</td> <td>0 - 3 %</td> </tr> </tbody> </table>	Neutrófilos:	Resultado	Referencia	Maduros	%	60 - 70 %	Inmaduro	%	0 - 3 %
Neutrófilos:	Resultado	Referencia											
Maduros	%	60 - 70 %											
Inmaduro	%	0 - 3 %											
MPV	9.1	ft	3.9 - 11.1										
PCT	0.05	%											
PDWc	34.2	%											
PDWs	13.8	ft											
Sólidos totales	74	g/l	60 - 75										
HCT Medido	54	%	37.00 - 55.00										



MVZ. Verónica Lourdes Carrasco Sangache Mg.

Reg. SENESCYT  
1011-09-957907

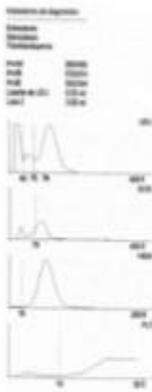
Fecha: viernes, 2 de septiembre de 2022

N.H.C: 901/22

Datos /de la mascota	
<b>Nombre</b>	Princesa
<b>Especie</b>	Canino
<b>Raza</b>	Mestiza
<b>Sexo</b>	Hembra entera

Datos del propietario	
<b>Nombre</b>	Jamilet Sumi
<b>Teléfono</b>	0968489307
<b>Dirección</b>	Los Trigales
<b>Ciudad</b>	Guaranda

### HEMATOLOGÍA

DESCRIPCIÓN	RESULTADOS	UNIDADES	REFERENCIA	HISTOGRAMA									
Leucocitos	8.68	10 <sup>3</sup> /ul	6.00 - 17.00										
linfocitos	1.35	10 <sup>3</sup> /ul	1.00 - 4.80										
Monocitos	0.15	10 <sup>3</sup> /ul	0.2 - 1.5										
Neutrófilos	6.19	10 <sup>3</sup> /ul	3.00 - 12.00										
Eosinófilos	0.62	10 <sup>3</sup> /ul	0.00 - 0.80										
Basófilos	0.05	10 <sup>3</sup> /ul	0.00 - 0.40										
Linfocitos	15.6	%	0.00 - 100.0										
Monocitos	1.8	%	0.00 - 100.0										
Neutrófilos	71.5	%	0.00 - 100.0										
Eosinófilos	10.6	%	0.00 - 100.0										
Basófilos	0.5	%	0.00 - 100.0										
HEM	<b>9.49</b>	10 <sup>3</sup> /ul	5.5 - 8.5										
Hb	<b>201</b>	g/l	120 - 180										
HCT	<b>56.12</b>	%	37.00 - 55.00										
MCV	<b>59</b>	ft	60 - 77										
MCH	21.2	pg	19.5 - 24.5										
MCHC	358	g/l	310 - 390										
RDWc	16.0	%	14.00 - 20.00										
RDWs	40.6	ft											
PLT	<b>42</b>	10 <sup>3</sup> /ul	165 - 500	<p><b>Indicadores diagnósticos</b></p> <table border="1"> <thead> <tr> <th>Neutrófilos:</th> <th>Resultado</th> <th>Referencia</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>Maduros</td> <td>%</td> <td>60 - 70 %</td> </tr> <tr> <td>Inmaduro</td> <td>%</td> <td>0 - 3 %</td> </tr> </tbody> </table>	Neutrófilos:	Resultado	Referencia	Maduros	%	60 - 70 %	Inmaduro	%	0 - 3 %
Neutrófilos:	Resultado	Referencia											
Maduros	%	60 - 70 %											
Inmaduro	%	0 - 3 %											
MPV	9.1	ft	3.9 - 11.1										
PCT	0.04	%											
PDWc	37.8	%											
PDWs	15.6	Ft											
Sólidos totales	70	g/l	60 - 75										
HCT Medido	55	%	37.00 - 55.00										



**MVZ. Verónica Lourdes Carrasco Sangache Mg.**

Reg. SENESCYT  
1017-09-957907

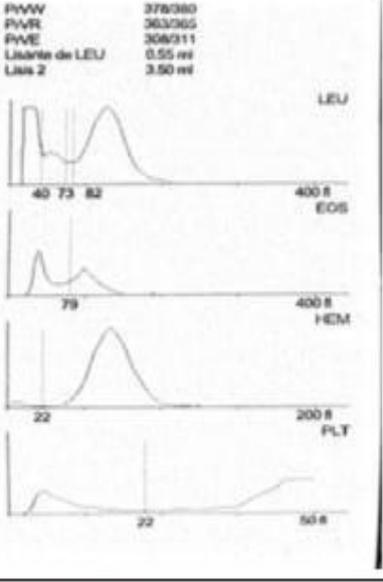
Fecha: viernes, 2 de septiembre de 2022

N.H.C: 900/22

Datos /del compañero	
<b>Nombre</b>	Huesitos
<b>Especie</b>	Canino
<b>Raza</b>	Mestizo
<b>Sexo</b>	Macho entero

Datos del tutor	
<b>Nombre</b>	Majorie Duran
<b>Teléfono</b>	0997666092
<b>Dirección</b>	Guaranda
<b>Ciudad</b>	Guaranda

### HEMATOLOGÍA

DESCRIPCIÓN	RESULTADOS	UNIDADES	REFERENCIA	HISTOGRAMA									
Leucocitos	7.71	10 <sup>3</sup> /ul	6.00 - 17.00										
linfocitos	2.12	10 <sup>3</sup> /ul	1.00 - 4.80										
Monocitos	0.42	10 <sup>3</sup> /ul	0.2 - 1.5										
Neutrófilos	4.19	10 <sup>3</sup> /ul	3.00 - 12.00										
Eosinófilos	<b>0.92</b>	10 <sup>3</sup> /ul	0.00 - 0.80										
Basófilos	0.06	10 <sup>3</sup> /ul	0.00 - 0.40										
Linfocitos	27.5	%	0.00 - 100.0										
Monocitos	5.5	%	0.00 - 100.0										
Neutrófilos	54.3	%	0.00 - 100.0										
Eosinófilos	12.0	%	0.00 - 100.0										
Basófilos	0.7	%	0.00 - 100.0										
HEM	8.13	10 <sup>6</sup> /ul	5.5 - 8.5										
Hb	<b>183</b>	g/l	120 - 180										
HCT	<b>55.49</b>	%	37.00 - 55.00										
MCV	68	fl	60 - 77										
MCH	22.4	pg	19.5 - 24.5										
MCHC	329	g/l	310 - 390										
RDWc	14.4	%	14.00 - 20.00										
RDWs	42.2	fl											
PLT	51	10 <sup>3</sup> /ul	165 - 500	<p><b>Indicadores diagnósticos</b></p> <table border="1"> <thead> <tr> <th>Neutrófilos:</th> <th>Resultado</th> <th>Referencia</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>Maduros</td> <td>%</td> <td>60 - 70 %</td> </tr> <tr> <td>Inmaduro</td> <td>%</td> <td>0 - 3 %</td> </tr> </tbody> </table>	Neutrófilos:	Resultado	Referencia	Maduros	%	60 - 70 %	Inmaduro	%	0 - 3 %
Neutrófilos:	Resultado	Referencia											
Maduros	%	60 - 70 %											
Inmaduro	%	0 - 3 %											
MPV	9.3	fl	3.9 - 11.1										
PCT	0.05	%											
PDWc	36.2	%											
PDWs	13.8	Fl											
Sólidos totales	74	g/l	60 - 75										
HCT Medido	55	%	37.00 - 55.00										



**MVZ. Verónica Lourdes Carrasco Sangache Mg.**

Reg. SENESCYT  
1017-09-957907

Fecha: martes, 9 de agosto de 2022 N.H.C: 10105

Datos /del compañero	
<b>Nombre</b>	Teddy
<b>Especie</b>	Canino
<b>Raza</b>	Bulldog
<b>Sexo</b>	Macho Entero

Datos del tutor	
<b>Nombre</b>	Fiahama Sanchez
<b>Teléfono</b>	0962895533
<b>Dirección</b>	Guaranda
<b>Ciudad</b>	Guaranda

## BIOQUÍMICA SÉRICA

DESCRIPCIÓN	RESULTADOS	UNIDADES	REFERENCIA
Albumina (ALB)	3.3	g/dL	2.5 - 4.4
Alcalina Fosfatasa (ALP)	32	U/L	20 - 150
Alanina aminotransferasa (ALT)	17	U/L	10 - 118
Amilasa (AMY)	949	U/L	200 - 1200
Bilirrubina total (TBIL)	0.3	mg/dL	0.1 - 0.6
Nitrógeno ureico (BUN)	10	mg/dL	7 - 25
Calcio total (CA++)	10.7	mg/dL	8.0 - 11.8
Fósforo (FOS)	6.0	mg/dL	2.9 - 6.6
Creatinina (CRE)	1.0	mg/dL	0.3 - 1.4
Glucosa (GLU)	82	mg/dL	60 - 110
Sodio (NA+)	143	mmol/L	138 - 160
Potasio (K+)	6.0	mmol/L	3.7 - 5.8
Proteína total (TP)	8.3	g/dL	5.4 - 8.2
Globulina (GLOB)	4.9	g/dL	2.3 - 5.2
Colesterol (COL)	276.48	mg/dL	135 - 315



**MVZ. Verónica Lourdes Carrasco Sangache Mg.**

Reg. SENESCYT  
1017-09-957907

Fecha: martes, 26 de julio de 2022      N.H.C: 006

Datos /de la mascota	
<b>Nombre</b>	Manita
<b>Especie</b>	Canina
<b>Raza</b>	Mestiza
<b>Sexo</b>	Hembra

Datos del propietario	
<b>Nombre</b>	Dayci Barragán
<b>Teléfono</b>	0997666092
<b>Dirección</b>	Guanujo
<b>Ciudad</b>	Guaranda

## BIOQUÍMICA SÉRICA



DESCRIPCIÓN	RESULTADOS	UNIDADES	REFERENCIA
Albumina (ALB)	4.4	g/dL	2.5 - 4.4
Alcalina Fosfatasa (alp)	78	U/L	20 - 150
Alanina aminotransferasa (ALT)	12	U/L	10 - 118
Aamilasa (AMY)	606	U/L	200 - 1200
Bilirrubina total (TBIL)	0.3	mg/dL	0.1 - 0.6
Nitrógeno ureico (BUN)	5	mg/dL	7 - 25
Calcio total (CA++)	11.7	mg/dL	8.0 - 11.8
Fósforo (fos)	4.8	mg/dL	2.9 - 6.6
Creatinina (CRE)	0.8	mg/dL	0.3 - 1.4
Glucosa (GLU)	87	mg/dL	60 - 110
Sodio (NA+)	145	mmol/L	138 - 160
Potasio (K+)	5.2	mmol/L	3.7 - 5.8
Proteína total (TP)	6.6	g/dL	5.4 - 8.2
Globulina* (GLOB)	2.1	g/dL	2.3 - 5.2



**MVZ. Verónica Lourdes Carrasco Sangache Mg.**

Reg. SENESCYT  
1017-09-957907

Fecha: martes, 9 de agosto de 2022 N.H.C. 10105

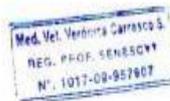
Datos del compañero	Datos del tutor
Nombre. Teddy	Nombre. Fihama Sanchez
Especie. Canino	Teléfono. 0962895533
Raza. Bulldog	Ciudad. Guaranda
Sexo. Macho Entero	Dirección. Guaranda

## RASPADO CUTANEO

Técnica utilizada: Raspado e impronta, tinción Diff-Quik

### Resultado

Parásitos	<b>Negativo</b>
Células	<b>Leucocitos, eosinófilos y eritrocitos</b>
Bacterias	<b>Negativo</b>



**MVZ. Verónica Lourdes Carrasco Sangache Mg.**

Reg. SENESCYT  
1017-09-957907  
1018-13-86042509

## ANEXO No 5. Protocolo

### PROTOCOLO DE MEDICINA PREVENTIVA

#### Elaboración de la ficha clínica

- Enumerar la ficha clínica tomando en cuenta el año, mes, día y el orden de llegada de los pacientes
- Datos del paciente y propietario; nombre (paciente- propietario), dirección, teléfono, ciudad, día y hora de admisión del paciente,
- Reseña: tomar en cuenta la especie, sexo, raza, edad, peso, fecha de nacimiento, color, condición corporal, hábitat, dieta, desparasitación y vacunas
- Motivo de consulta: causa por la que el paciente acude a la clínica
- Anamnesis: serie de interrogantes dirigida al propietario
- Toma de constantes fisiológicas; frecuencia cardíaca, pulso, frecuencia respiratoria, temperatura, mucosas, tiempo de llenado capilar, hidratación y reflejo tusígeno
- Examen clínico: se determina el estado general del paciente, empezando la exploración física desde el plano cefalocaudal; Posteriormente proceder a analizar sistema por sistema

#### ECOP (*Expediente clínico orientado a problemas*)

- Lista de problemas: enumerar la serie de alteraciones que se encuentre en el examen clínico
- Lista maestra: relacionar cada alteración con su respectivo sistema

- Establecer un diagnóstico: procedimiento que se realiza para identificar una patología, se inicia a partir de un diagnóstico presuntivo complementado con diagnósticos diferenciales para llegar a un diagnóstico definitivo

### **Exámenes complementarios**

Proporcionan datos clínicos sobre las condiciones internas del paciente.

- Análisis de heces: determina si hay sangre oculta, grasa, bilis, glóbulos blancos, azúcares y parásitos
- Análisis de sangre: (hemograma, bioquímica y hormonal) determina el estado general de salud y detecta una amplia variedad de afecciones
- Análisis de orina: detecta y controla una amplia variedad de trastornos urogenitales
- Análisis dermatológico: (rapados, improntas y citología) documenta los parámetros cutáneos de cada paciente
- Análisis oftálmico: evalúa alteraciones oculares utilizando tiras reactivas de schirmer y fluoresceína

🚦 Al llevar un protocolo estricto se llega a un diagnóstico definitivo certero

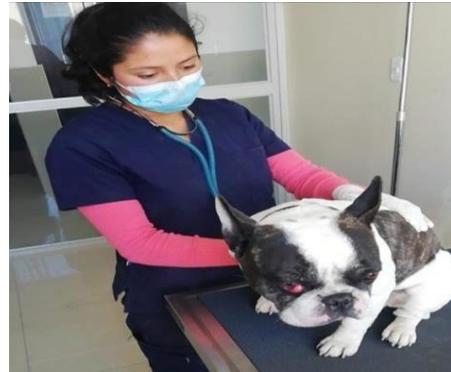
### **Plan y seguimiento terapéutico**

Una vez instaurado el diagnóstico definitivo se da un tratamiento a base de terapias, fármacos y cirugía para determinada patología. Es de suma importancia realizar seguimiento clínico en caso de que la patología sea de pronóstico reservado

**ANEXO No 6. Actividades realizadas durante el proceso de investigación**



**PREPARACIÓN DEL PACIENTE**



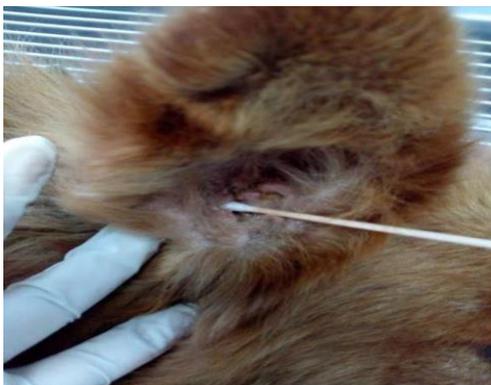
**EXAMEN CLÍNICO**



**PRUEBA DE SCHIRMER**



**PRUEBA DE FLUORESCÉINA**



**TOMA DE MUESTRA DEL OÍDO**



**TINCIÓN DE MUESTRA PARA  
CITOLOGÍA**



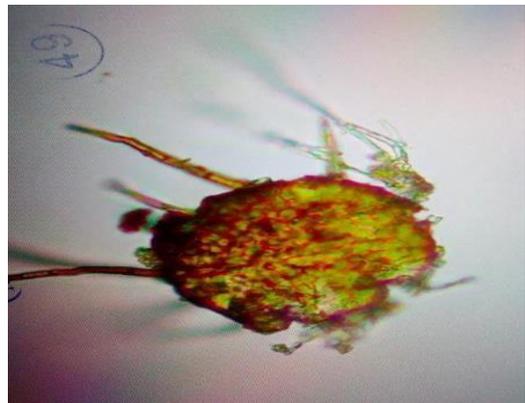
**PLACAS PORTA-OBJETOS  
TEÑIDAS**



**EXAMEN MICROSCÓPICO DE  
LAS PLACAS**



**URIANÁLISIS**



**ÁCARO SARCOPTES**



**ÁCARO DEMODEX**



**HUEVO DE ANCYLOSTOMA**



**VISITA DE CAMPO**