



FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD

IDENTIFICACIÓN DE HEMOPARÁSITOS MEDIANTE “SNAP DIAGNÓSTICO 4DX PLUS” (IDEXX®) EN CANINOS COMPRENDIDOS ENTRE DOS MESES A DOCE AÑOS DE EDAD, EN CLÍNICAS VETERINARIAS URBANAS DE LA CIUDAD DE SANTO DOMINGO DE LOS TSÁCHILAS.

Trabajo de Titulación presentado en conformidad con los requisitos establecidos para optar por el título de Médico Veterinario Zootecnista.

Profesora Guía
MVZ. Tania Villagrán Garcés

Autor
Henry Ismael Calvache Paredes

Año
2014

DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

“Declaro haber dirigido este trabajo a través de reuniones periódicas con el estudiante, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación.”

**Tania Villagrán Garcés
Médico Veterinario Zootecnista MVZ.
C.I. 1717527343**

DECLARACIÓN DE AUTORÍA DEL ESTUDIANTE

“Declaro que este trabajo es original, de mi autoría, que se han citado las fuentes correspondientes y que en su ejecución se respetaron las disposiciones legales que protegen los derechos de autor vigentes”.

Henry Ismael Calvache Paredes.
C.I. 1724096746

AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme la vida y guiar mi camino.

A mis padres: Wilson y Rocío, hermanas: Jerly y Miley; por su amor, apoyo, confianza, sacrificio, especialmente por estar siempre a mi lado e inculcarme que cada uno de los objetivos en la vida se alcanza en base al trabajo, esfuerzo y de ello he aprendido a ser constante en cada uno de mis actos.

Al Dr. Oswaldo Albornoz por su paciencia, apoyo y tiempo brindado para el desarrollo de esta investigación.

A la Dra. Tania Villagrán, mi directora de tesis, gracias por todo su apoyo brindado y por transmitirme sus conocimientos que para mí ha sido ayuda fundamental durante el desarrollo de esta investigación.

A mis abuelitos: Olger y Lupe, gracias por su ayuda incondicional en la recolección de muestras para el avance de este estudio.

DEDICATORIA

Quiero dedicar mi tesis a mi familia y de manera muy especial a mis padres: Wilson y Rocío por creer en mí, y ser ejemplo, son personas maravillosas. Gracias por su esfuerzo y apoyo incondicional. Porque lo que soy y seré es por ustedes y para ustedes. Gracias por darme fuerzas y brindarme todo el soporte para ser un profesional. Las palabras no alcanzan para expresar lo que significan para mí. Este triunfo también es suyo. Saben que los amo.

A Dios, por permitirme dar un paso importante en la vida, y lograr desarrollar cada uno de los sueños planteados en base a mis objetivos.

RESUMEN

Este estudio fue realizado en clínicas veterinarias de la zona urbana de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas, ubicada a una altura de 655 msnm, con clima húmedo tropical.

El objetivo de esta investigación es la identificación de cuatro enfermedades hemoparasitarias que son: hemoparásitos en caninos comprendidos entre dos meses a doce años de edad, dividiéndolos en tres grupos por edades A (2 meses-6 meses), B (7 meses-7 años), C (8 años-12 años), sin discriminación de sexo y raza, tomando en cuenta la presencia de ectoparásitos y el medio ambiente, para el efecto se utilizó el Snap 4Dx Plus (IDEXX®), procesando las muestras en las clínicas veterinarias. Las muestras fueron tomadas desde abril hasta julio 2013.

La aplicación se realizó en un total de 100 caninos. Se obtuvieron 19 pacientes positivos del total de muestreados y 21 diagnósticos positivos a enfermedades hemoparasitarias, debido a que uno de los caninos mostró tener 3 enfermedades hemoparasitarias en un mismo Snap.

Como resultados se obtuvo un mayor porcentaje de caninos muestreados correspondiente al grupo B, con el 19,74% de positivos. En cuanto al sexo en la categoría machos se obtuvo el 19,61% de pacientes positivos y en hembras 18,37% positivas, sin existir diferencias significativas, así como tampoco en el caso de la raza. Por su parte, aunque la teoría ha demostrado que el medio ambiente y la presencia de ectoparásitos son un factor importante para el desarrollo de las enfermedades hemoparasitarias, el estudio no evidenció esta dependencia entre medio ambiente donde habitan los animales y prevalencia de la enfermedad.

Se obtuvo una prevalencia aparente del 19% para enfermedades hemoparasitarias en la zona, adicionalmente para calcular la prevalencia real

se utilizó la fórmula de Rogan-Gladen, considerando el nivel de sensibilidad y especificidad de cada enfermedad, se demostró estadísticamente que la prevalencia es mayor a la obtenida por otros estudios a nivel del país y a nivel internacional.

Finalmente, a través de la prueba de Ji cuadrado, se realizó el análisis de variables entre sexo, raza, edad, medio ambiente y la prevalencia de hemoparásitos sin obtenerse dependencia entre las mismas con la prevalencia.

ABSTRACT

This study was done in veterinarian's clinics from the urban area from Santo Domingo de los Tsáchilas, located at 655 meters above the sea level, in a tropical humid climate.

The objective of this investigation is the identification of four hemoparasites diseases that are hemoparasites in canines between the ages of two months old and twelve years old. The study divided them in three categories by ages: A (2 months -6 months), B (7 months-7 years), C (8 years-12 years), without discrimination of sex and breed, keeping in mind the presence of ectoparasites and the habitat. In order to perform this study, the Snap 4Dx Plus technique was used to process the samples at the veterinarian clinics which were taken from April to July 2013.

The application was done with a total of 100 canines. From the total sample, 19 patients presented positive results and 21 positive diagnoses to hemoparasites diseases, because one of the canines showed three diseases in the same Snap.

As was obtained from the project were that the majority of percentage of sample canines fall into category B, with 19.74% of positive results. Within the gender category, 19.61% of positive patients were male, and 18.37% positive patients for females, without significant differences, nor in the case of the breed. On the other hand, although the theory has shown that the environment and the presence of ectoparasites are important factor for hemoparasites diseases, the study did not showed this dependence between environments where inhabit the animals and disease prevalence.

The apparent prevalence showed 19% for hemoparasites diseases in the area, further to calculate the true prevalence formula Rogan-Gladen was used, considering the sensitivity and specificity of each disease was obtained

statistically showed that prevalence is higher than that obtained by other studies at the country level and internationally.

Finally, through the Chi-square test, analysis of variables of sex, breed, age, habitat where they live and the prevalence of hemoparasites obtained without dependence among them the prevalence was performed.

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN	1
Capítulo I	3
1. Antecedentes	3
1.1. Alcance.....	4
1.2. Justificación.....	5
1.3. Objetivos.....	6
1.3.1. Objetivo General.....	6
1.3.2. Objetivos Específicos.....	6
Capítulo II	7
2. Marco Referencial	7
2.1. Generalidades de hemoparásitos en caninos.....	7
2.2. Clasificación de enfermedades hemoparasitarias en caninos.....	8
2.2.1. Patógenos Rickettsiales transmitidos por vectores.....	8
2.2.2. Otros Patógenos transmitidos por vectores.....	11
2.2.3. Protozoos y Helmintos transmitidos por vectores.....	11
2.2.3.1. Helmintos.....	11
2.2.3.2. Protozoos.....	12
2.3. ENFERMEDADES TRASMITIDAS POR GARRAPATAS.....	14
2.3.1. Ehrlichia canis/ewingii.....	14
2.3.2. Taxonomía	15
2.3.3. Etiología y Epidemiología.....	15
2.3.4. Patogenia.....	17
2.3.4.1. Fase aguda.....	17
2.3.4.2. Fase subclínica.....	18
2.3.4.3. Fase crónica.....	19

2.3.5. Ciclo de vida.....	20
2.3.6. Técnicas de apoyo diagnóstico.....	21
2.3.6.1. Frotis sanguíneo.....	21
2.3.6.2. Pruebas serológicas.....	22
2.3.7. Tratamiento.....	22
2.3.8. Prevención y control.....	24
2.4. Dirofilaria immitis.....	25
2.4.1. Taxonomía	25
2.4.2. Etiología y Epidemiología.....	26
2.4.3. Patogenia.....	27
2.4.3.1. Alteraciones clínicas del sistema circulatorio.....	28
2.4.3.2. Alteraciones clínicas del sistema renal.....	31
2.4.4. Ciclo de vida.....	31
2.4.4.1. Huéspedes.....	31
2.4.4.2. Desarrollo en el perro.....	32
2.4.5. Técnicas de apoyo diagnóstico.....	34
2.4.5.1. Cambios en evaluación hematológica y bioquímica.....	34
2.4.5.2. Hemograma completo.....	34
2.4.5.3. Bioquímica sérica y urianálisis.....	35
2.4.5.4. Pruebas serológicas.....	35
2.4.5.5. Otros métodos de diagnóstico.....	37
2.4.6. Signos clínicos.....	38
2.4.6.1. Clasificación de la gravedad de la dirofilariasis.....	38
2.4.6.2. Signos generales.....	39
2.4.6.3. Signos cardiorrespiratorios.....	39
2.4.6.4. Signos radiológicos.....	40
2.4.7. Tratamiento.....	40
2.4.7.1. Terapia adulticida.....	41
2.4.7.2. Terapia adulticida (macólidos).....	43
2.4.7.3. Terapia microfilaricida.....	43
2.4.8. Prevención y control.....	44

2.5. Borrelia burgdorferi (Enfermedad de Lyme).....	44
2.5.1. Taxonomía.....	45
2.5.2. Etiología y Epidemiología	45
2.5.3. Patogenia.....	48
2.5.3.1. Periodo de incubación.....	49
2.5.3.2. Etapas de la enfermedad de Lyme.....	49
2.5.4. Ciclo de vida	50
2.5.5. Técnicas de apoyo diagnóstico.....	51
2.5.5.1. Cambios en evaluación hematológica y bioquímica.....	51
2.5.5.2. Urianálisis.....	52
2.5.5.3. Especímenes citológicos de articulaciones afectadas.....	52
2.5.5.4. Cambios en frotis sanguíneo.....	52
2.5.5.5. Pruebas serológicas.....	53
2.5.5.6. Evaluación radiológica.....	54
2.5.6. Signos clínicos.....	54
2.5.6.1. Signos sistémicos.....	54
2.5.6.2. Signos neurológicos (meningitis).....	55
2.5.6.3. Signos articulares (artritis, claudicación).....	55
2.5.6.4. Signos renales.....	56
2.5.7. Tratamiento.....	56
2.5.7.1. Tratamiento en fase aguda.....	56
2.5.7.2. Tratamiento en fase crónica.....	57
2.5.8. Prevención y control.....	59
2.6. Anaplasma phagocytophilum/platys.....	59
2.6.1. Taxonomía.....	60
2.6.2. Etiología y Epidemiología	60
2.6.3. Patogenia.....	61
2.6.4. Ciclo de vida	62
2.6.5. Técnicas de apoyo diagnóstico.....	63

2.6.5.1. Cambios en evaluación hematológica y bioquímica.....	63
2.6.5.2. Cultivos de organismos.....	64
2.6.5.3. Pruebas serológicas.....	64
2.6.6. Signos clínicos.....	65
2.6.6.1. Signos articulares.....	65
2.6.6.2. Cambios en el comportamiento.....	65
2.6.6.3. Pérdida de peso.....	66
2.6.6.4. Trastornos de sangrado.....	66
2.6.6.5. Signos neurológicos.....	66
2.6.7. Tratamiento.....	66
2.6.8. Prevención y control.....	67
Capítulo III.....	69
3. Materiales y Métodos.....	69
3.1. Diseño de estudio.....	69
3.2. Ubicación geográfica.....	70
3.3. Muestreo y procesamiento.....	72
3.3.1. Cálculo del tamaño de muestra.....	72
3.4. Materiales.....	74
3.4.1. Material biológico.....	74
3.4.2. Material de campo.....	75
3.4.2.1. Generales.....	75
3.4.2.2. Para toma de muestras	75
3.4.3. Materiales de laboratorio	76
3.5. Métodos de campo.....	76
3.5.1. Medio informativo (Trípticos).....	76
3.5.2. Protocolo de la fase de campo.....	77
3.5.2.1. Consideraciones generales para la toma de muestras sanguíneas.....	77
3.5.3. Ficha de identificación clínica y registro de resultados de cada paciente.....	78

3.5.4. Protocolo de la fase de laboratorio.....	78
3.5.4.1. Componentes del Snap 4Dx Plus (IDEXX®).....	79
3.5.5. Técnica de ELISA.....	80
3.5.5.1. Determinación de antígenos.....	80
3.5.5.2. Determinación de anticuerpos.....	81
3.5.5.3. ELISA indirecto.....	81
3.5.6. Procedimiento de análisis de las muestras sanguíneas mediante “Snap Diagnóstico 4Dx Plus” (IDEXX®) (ver Anexo 17).....	82
3.5.7. Información sobre la muestra.....	85
3.6. Indicador de resultados mediante “Snap Diagnóstico 4Dx Plus” (IDEXX®).....	85
3.6.1. Resultado positivo.....	85
3.6.2. Resultado negativo.....	86
Capítulo IV.....	87
4. Resultados y Discusión.....	87
4.1. Análisis de resultados.....	89
4.1.1. Análisis por raza del total de muestreados.....	89
4.1.2. Análisis por sexo del total de muestreados.....	91
4.1.3. Análisis por edad del total de muestreados.....	92
4.1.4. Análisis por medio ambiente del total de muestreados.....	93
4.1.5. Análisis de resultados positivos relacionado con la presencia de ectoparásitos (garrapatas).....	94
4.1.6. Análisis de diagnósticos positivos por enfermedad.....	99
4.1.7. Prevalencia aparente de enfermedades hemoparasitaria.....	101
4.1.7.1. Prevalencia de resultados positivos.....	102
4.1.7.2. Prevalencia aparente y real de <i>A.</i> <i>phagocytophilum/A. platys</i>	102
4.1.7.3. Prevalencia aparente y real de <i>E.</i> <i>canis/E. ewingii</i>	104
4.1.7.4. Prevalencia aparente y real de <i>D. immitis</i>	106

4.1.7.5. Prevalencia aparente y real de B. burgdorferi.....	107
4.1.8. Análisis de resultados positivos y negativos por variable de estudio.....	109
4.1.8.1. Análisis de resultados positivos y negativos de enfermedades hemoparasitarias por raza.....	109
4.1.8.2. Análisis de resultados positivos y negativos de enfermedades hemoparasitarias por sexo.....	113
4.1.8.3. Análisis de resultados positivos y negativos por edad.....	115
4.1.8.4. Análisis de resultados positivos y negativos por medio ambiente.....	117
Capítulo V	120
5. Conclusiones	120
Capítulo VI	122
6. Recomendaciones	122
REFERENCIAS	123
ANEXOS	130

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de vida de <i>Ehrlichia canis/ewingii</i>	21
Figura 2. Ciclo de vida de <i>Dirofilaria immitis</i>	33
Figura 3. Garrapata <i>Ixodes</i>	46
Figura 4. Etapas de enfermedad de Lyme.....	49
Figura 5. Ciclo de vida de <i>Borrelia burgdorferi</i>	51
Figura 6. Ciclo de vida de <i>Anaplasma phagocytophilum/platys</i>	63
Figura 7. Componentes del Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®).....	79
Figura 8. Instrucciones del uso del dispositivo “Snap Diagnóstico 4Dx Plus” (IDEXX®).....	84
Figura 9. Ventana de resultados del dispositivo con diferentes puntos de coloración.....	84
Figura 10. Resultado positivo del “Snap Diagnóstico 4Dx Plus” (IDEXX®).....	86
Figura 11. Resultado negativo del “Snap Diagnóstico 4Dx Plus” (IDEXX®).....	86
Figura 12. Representación porcentual de 100 caninos por grupos de edades.....	89
Figura 13. Representación porcentual de pacientes muestreados por raza.....	91
Figura 14. Representación porcentual de pacientes muestreados por sexo.....	92
Figura 15. Representación porcentual de pacientes muestreados por edad.....	93
Figura 16. Representación porcentual de pacientes muestreados por medio ambiente.....	94
Figura 17. Representación porcentual de resultados positivos con relación a la presencia de ectoparásitos (garrapatas).....	96
Figura 18. Representación porcentual de la prevalencia aparente de diagnósticos positivos de <i>A. phagocytophilum/A. platys</i>	103

Figura 19. Representación porcentual de la prevalencia aparente de diagnósticos positivos de <i>E. canis</i> / <i>E. ewingii</i>	105
Figura 20. Representación porcentual de la prevalencia aparente de diagnósticos positivos de <i>D. immitis</i>	106
Figura 21. Representación porcentual de la prevalencia aparente de diagnósticos positivos de <i>B. burgdorferi</i>	108
Figura 22. Representación porcentual de la prevalencia aparente de mayor a menor de diagnósticos positivos a las enfermedades hemoparasitarias.....	109
Figura 23. Representación porcentual de resultados positivos y negativos por sexo.....	114
Figura 24. Representación porcentual de resultados positivos y negativos por edad.....	116
Figura 25. Representación porcentual de resultados positivos y negativos por medio ambiente.....	118

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Enfermedades Rickettsiales de interés veterinario transmitidas por vectores.....	9
Tabla 2. Enfermedades Bacterianas de interés veterinario transmitidas por vectores.....	11
Tabla 3. Helmintosis de interés veterinario transmitidas por vectores.....	12
Tabla 4. Enfermedades protozoaricas de interés veterinario transmitidas por vectores.....	13
Tabla 5. Taxonomía de <i>Ehrlichia canis</i>	15
Tabla 6. Enfermedades leucotróficas en perros inducidas por microorganismos.....	16
Tabla 7. Distribución mundial de <i>E. canis</i> y <i>E. ewingii</i>	16
Tabla 8. Características clínicas y alteraciones de laboratorio de <i>E. canis</i> y <i>E. ewingii</i>	20
Tabla 9. Fármacos empleados en el tratamiento de ehrlichiosis.....	22
Tabla 10. Taxonomía de <i>Dirofilaria immitis</i>	25
Tabla 11. Clasificación de la gravedad de la Dirofilaria basada en signos clínicos, examen físico y hallazgos radiológico.....	38
Tabla 12. Terapia adulticida (Immiticide).....	41
Tabla 13. Recomendaciones para el tratamiento de la dirofilariasis con Melarsomina.....	42
Tabla 14. Terapia microfilaricida (Ivermectina-Milbemicina).....	43
Tabla 15. Taxonomía de <i>Borrelia burgdorferi</i>	45
Tabla 16. Especies animales susceptibles a bacterias del género <i>Borrelia</i>	46
Tabla 17. Vectores seleccionados para <i>Borrelia burgdorferi</i>	47
Tabla 18. Esquemas sugeridos en la administración de antibióticos para la enfermedad de Lyme.....	58
Tabla 19. Taxonomía de <i>Anaplasma phagocytophilum/platys</i>	60
Tabla 20. Tratamiento para <i>Anaplasmosis phagocytophilum/platys</i>	67

Tabla 21. Ubicación geográfica de Santo Domingo de los Tsáchilas.....	71
Tabla 22. Límites de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas.....	71
Tabla 23. Sensibilidad y Especificidad de las enfermedades diagnosticadas mediante Snap 4Dx Plus (IDEXX®).....	82
Tabla 24. Clínicas veterinarias donde se realizó el análisis.....	88
Tabla 25. Resultados de pacientes muestreados por raza.....	90
Tabla 26. Resultados de pacientes muestreados por sexo.....	91
Tabla 27. Resultados de pacientes muestreados por edad.....	92
Tabla 28. Resultados de pacientes muestreados por medio ambiente.....	94
Tabla 29. Resultados positivos con relación a la presencia de ectoparásitos (garrapatas).....	95
Tabla 30. Resultados de pacientes infectados clínica y subclínicamente.....	97
Tabla 31. Repartición de diagnósticos positivos por enfermedad.....	101
Tabla 32. Prevalencia Real de <i>Anaplasma phagocytophilum-platys</i>	103
Tabla 33. Prevalencia Real de <i>Ehrlichia canis-ewingii</i>	105
Tabla 34. Prevalencia Real de <i>Dirofilaria immitis</i>	107
Tabla 35. Prevalencia Real de <i>Borrelia burgdorferi</i>	108
Tabla 36. Resultados positivos y negativos por raza.....	111
Tabla 37. Resultados de diagnósticos positivos de raza por enfermedad.....	112
Tabla 38. Resultados de pacientes positivos y negativos por sexo.....	113
Tabla 39. Resultados de pacientes positivos y negativos por edad.....	115
Tabla 40. Resultados de pacientes positivos y negativos por medio ambiente.....	117

INTRODUCCIÓN

Los hemoparásitos son organismos microscópicos que viven y se reproducen a nivel de vasos sanguíneos, por fuera o dentro de glóbulos rojos o blancos, donde se multiplica, influyendo cuadros de: anemia, ictericia, fiebre, debilidad, depresión y disminución del número de plaquetas (Cordero et al., 2002, p. 725).

Estas enfermedades parasitarias tienen gran importancia en la medicina veterinaria, porque cada vez existen nuevos agentes patógenos que son transmitidos por las garrapatas, y a su vez son descubiertos en diferentes lugares esto se debe a la modificación climática, calentamiento global, migración de población con sus mascotas, estos factores provocan un incremento considerable de agentes causales. Sin embargo existen nuevas técnicas que permiten identificar estos agentes como es el caso de Snap.

Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®), que es el apoyo sustentable para el desarrollo de esta investigación, permitiendo diagnosticar agentes causales de hemoparasitosis, por esta misma razón en la práctica médica es muy importante las diferentes valoraciones que los médicos veterinarios implementan para los pacientes, también se incluye la historia clínica, un buen examen físico y el apoyo de pruebas de laboratorio como hemograma, bioquímica sanguínea, perfil hepático, perfil renal, que son herramientas decisivas para evaluar las alteraciones fisiológicas del paciente, este método es seguro, pues permite establecer el tratamiento específico con el cual se garantizará la recuperación del canino, disminuyendo así la mortalidad del animal.

Los progresos de diagnóstico dentro de Medicina Veterinaria dependen del perfeccionamiento de las nuevas técnicas analíticas y de su aplicación correcta en la casuística diaria. La apreciación correcta del estado fisiológico de un animal dependerá de la asociación inteligente de los resultados de laboratorio, antecedentes y examen físico.

Los métodos más efectivos son los que se detectan en muestras de sangre y suero, antígenos del parásito o anticuerpos del mismo, donde se utilizarán técnicas de IFI (Inmunofluorescencia indirecta), ELISA (Enzyme-linked immunosorbent assay (Análisis de inmuno absorción ligada a las enzimas), PCR (Polimerase chain reaction (Reacción en cadena de la polimerasa); entre otras. Debe diferenciarse de otras enfermedades protozoarias de caninos, como leishmaniosis y hepatozoonosis; o de enfermedades infecciosas como son leptospirosis, ehrlichiosis y hemobartonelosis, así también de origen inmunitario o cancerígeno como la anemia auto inmunitario, leucemia o tumores del bazo (Gómez y Guida, 2010, pp. 313-317).

En el caso del diagnóstico con frotis sanguíneo, se basa en reconocer los parásitos en la sangre formando cadenas a través de la superficie del eritrocito, algunos microorganismos aislados aparecen con puntos, bastoncillos y anillos pequeños en los eritrocitos; es necesario observar muy cuidadosamente. Los organismos se pueden observar por medio de una tinción de Romanovsky secada con aire (tinción de Wright o Diff- Quick) observando formas de bastón esféricas, o anilladas y se distinguen individualmente, su tamaño varía de 0,3-0,8 micras (Shelly, Joyce, Smith, Tilley, 2011, p. 403).

Mediante el frotis sanguíneo, se puede observar hematíes y en el interior de ellos se encuentra la presencia de: anisocitosis, trofozoítos, basófilos piriformes que miden $2.4 \mu\text{m} \times 5 \mu\text{m}$.

Capítulo I

1. Antecedentes:

Los animales domésticos están expuestos a un sin número de microorganismos patógenos como bacterias, virus, rickettsias, mycoplasmas, hongos, metazoarios y protozoarios (Rodríguez, González, Ramírez, Aguilar, y Saide, 2000, p. 178).

La transmisión de los hemoparásitos a los animales puede darse por vectores mecánicos como: las moscas, ratas entre otras, y los vectores biológicos como: anopheles (mosquitos), tripanosomas, filarias y virus de la encefalitis que pueden afectar a los animales (Bonagura, 2008, p. 315).

Una de las enfermedades producidas por hemoparásitos que además de causar severos daños en la salud del animal tiene un interés zoonótico, es la Ehrlichiosis, la cual es ocasionada por *E. canis*, que es una rickettsia intracelular de las células mononucleares (Greene, 2008, p. 521).

Dicha enfermedad, se conoce también como: enfermedad del perro rastreador, pancitopenia canina tropical, fiebre hemorrágica canina y tifus canino como lo citan (Birchard y Sherding, 2000, p. 147) y se caracteriza por la destrucción de plaquetas, anemia leve a intensa, leucopenia o leucocitosis, que ocasiona vasculitis y respuestas inflamatorias o inmunológicas que provocan trombocitopenia (Ford, 2008, pp. 113-114).

Por otra parte esta enfermedad puede ser transmitida por medio de material quirúrgico o agujas así como también de manera transplacentaria, y la importancia de las transfusiones sanguíneas como factor de riesgo (Quiroz, 2000, p. 203)

La presente investigación se desarrolla en caninos de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas, una zona que por sus características geográficas y climáticas alberga a una diversidad de vectores de hemoparásitos. El estudio se realiza mediante Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®), un medio diagnóstico rápido, sensible y específico para la determinación de cuatro enfermedades hemoparasitarias (Anaplasmosis, Ehrlichiosis, Borreliosis y Dirofilariasis).

Actualmente, en Santo Domingo de los Tsáchilas no utilizan métodos diagnósticos para identificar hemoparásitos, por la falta de recursos económicos de los propietarios de las mascotas. Los médicos veterinarios identifican las enfermedades hemoparasitarias por medio de signos clínicos y los antecedentes del animal, es por esta razón que existe desconocimiento del diagnóstico preciso de estas enfermedades, habiendo métodos distintos para identificar hemoparásitos, solo en algunas clínicas, con el fin de obtener resultados precisos se trabaja por medio de hemogramas con laboratorios de provincias.

1.1. Alcance:

En las clínicas veterinarias de la zona urbana de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas, la investigación busca identificar caninos contagiados con las enfermedades hemoparasitarias. Ante una posible presentación de nuevos casos de la enfermedad se podrá sugerir y establecer medidas preventivas, higiénicas y de control para reducir problemas de salud animal y salud pública (mediante tríptico informativo a los propietarios de las mascotas). Además, la introducción de una prueba de laboratorio rápida y precisa en las clínicas veterinarias ayudará al Médico Veterinario, facilitando el diagnóstico de enfermedades comunes para las condiciones climáticas del lugar y en consecuencia administrar un tratamiento más rápido y efectivo para el paciente afectado, con el correspondiente control de zoonosis.

1.2. Justificación:

Debido a la alta susceptibilidad que tienen los caninos en las zonas templadas y tropicales a la infestación por garrapatas y ante la falta de estudios e identificación de áreas endémicas en la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas, la presente investigación pretende aportar información que permita conocer la frecuencia de presentación de enfermedades hemoparasitarias en caninos que acuden a clínicas veterinarias de la zona urbana citada, constituyéndose en un aporte científico que sea de gran utilidad para los Médicos Veterinarios de la zona y que sirva como base de futuras investigaciones relacionadas al tema en nuestro país.

Además, la falta de conocimiento de las enfermedades y métodos diagnósticos, ha hecho que las enfermedades hemoparasitarias no tengan un control adecuado y siga causando problemas de salud en caninos, por lo cual, la presente investigación tiene como objetivo principal la identificación de hemoparásitos mediante Snap 4Dx plus (IDEXX®), en clínicas veterinarias de la zona urbana de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas.

Sin embargo, en la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas a pesar de ser una zona altamente ganadera y productiva, no se tiene registros ni información confiable de enfermedades hemoparasitarias, es por eso que no hay estudios realizados en la zona, por ende hay desconocimiento de la etiología de las enfermedades, los efectos que causan tanto en salud animal y salud pública y sobre todo desconocimiento de la utilización de pruebas diagnósticas como el Snap.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo General:

- Identificar la presencia de hemoparásitos en muestras sanguíneas de caninos, mediante la prueba diagnóstica “Snap Diagnóstico 4Dx Plus” (IDEXX®) en la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas.

1.3.2. Objetivos Específicos:

- Determinar la prevalencia de hemoparásitos mediante el “Snap Diagnóstico 4Dx Plus” (IDEXX®) en caninos, en clínicas veterinarias de la zona urbana de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas.
- Identificar y diagnosticar caninos infectados clínica o subclínicamente para que se les administre un tratamiento específico.
- Identificar los agentes etiológicos responsables de las infestaciones hemoparasitarias, cuantificando su incidencia.
- Promover la prevención y medidas higiénicas necesarias para el control de los hemoparásitos y sus vectores.

Capítulo II

2. Marco Referencial

2.1. Generalidades de hemoparásitos en caninos

Los hemoparásitos son entidades patológicas que afectan a caninos domésticos y salvajes, teniendo interés en la salud pública; ya que son enfermedades zoonóticas. La Ehrlichiosis, Anaplasmosis, Babesiosis se transmiten por garrapatas del género *Rhipicephalus sanguineus*, mientras que, la Dirofilariasis, por mosquitos de los géneros *Culex*, *Aedes*, *Anopheles*, entre otros y la enfermedad de Lyme, es transmitida por garrapatas de las especies *Ixodes ricinus*, *Ixodes scapularis* e *Ixodes pacificus* (Mass, Pérez y Sigal, 2009).

La distribución geográfica de estas enfermedades son de gran importancia zoonótica, con mayor frecuencia en regiones tropicales y subtropicales, estas enfermedades se encuentran ampliamente distribuidas en todo el mundo, al igual que las garrapatas, causando efectos negativos en la salud de los animales como por ejemplo: decaimiento, anemia y trombocitopenia (Lagos, 2009).

La hemoparasitosis constituye una enfermedad ampliamente distribuida en toda América, al igual que sus vectores, causando efectos negativos en la salud de los animales y humanos.

El constante avance tecnológico y el deseo de obtener resultados más veraces, empuja a la aplicación de nuevas técnicas laboratoriales tal es el caso del uso de Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®), para la identificación de hemoparásitos, proporcionando como base fundamental un buen análisis de parásitos presentes en sangre de caninos, brindando exactitud de resultados que nos aproximan a valorar el estado de salud o enfermedad del paciente, de

ahí la gran importancia de realizar diagnósticos específicos de laboratorio en la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas y bajo las condiciones en las que se desenvuelven las mascotas.

Los hemoparásitos requieren para su multiplicación y viabilidad ubicarse en el torrente sanguíneo, ya sea dentro o fuera de los glóbulos rojos ocasionando efectos negativos en la salud. Algunos ejemplos son los Protozoarios como la Babesia y Tripanosoma y también las Rickettsias como el Anaplasma (Bowman, 2011, p. 245).

2.2. Clasificación de enfermedades hemoparasitarias en caninos

2.2.1. Patógenos Rickettsiales transmitidos por vectores:

Las rickettsias son seres microscópicos parecidos a las bacterias que se multiplican dentro una célula viva, sin embargo existe enfermedades leucotróficas que se establecieron con una nueva clasificación; como se puede evidenciar en la tabla 6.

- **Familia Anaplasmataceae:** incluye géneros Anaplasma, Ehrlichia, Wolbachia y Neorickettsia (Bowman, 2011, p. 244).

Actualmente se dice que las enfermedades rickettsiales en los caninos son causadas por organismos de los géneros Anaplasma y Neorickettsia, los cuales son de supervivencia intracelular obligatoria (Gómez y Guida, 2010, p. 574).

Aunque las diferentes especies tienden a infectar distintos tipos de células, usan otros reservorios y garrapatas como vectores en su ciclo biológico, todas responden al tratamiento con doxiciclina y, con excepción de las especies Neorickettsia y Wolbachia, que utilizan vectores helmintos, se transmiten principalmente por ixódidos, como se observa en la tabla 1 (Greene, 2008, p. 205).

Tabla 1. Enfermedades Rickettsiales de interés veterinario transmitidas por vectores.

Enfermedad	Agente etiológico	Distribución geográfica	Vector primario	Reservorio
ANAPLASMOSIS CANINA	Anaplasma phagocytophilum	Estados Unidos (zona alta del centro oeste, noreste)	Ixodes scapularis (regiones del norte)	Ratón de patas blancas, venado de cola blanca, rata cambalachera, coyotes, ratón de algodón, llamas, campañol del prado. Si afecta al ser humano, perros, gatos, caballos.
		Europa (incluido el Reino Unido).	Ixodes ricinus, Ixodes persulcatus	Corzo, venado rojo, topillo rojo, ratones de cuello amarillo. Si afecta al ser humano, perros, gatos, ovejas, caballos, ganado.
	Anaplasma platys (trombocitopenia cíclica canina)	Sur de Estados Unidos, Australia	Rhipicephalus sanguineus	Perros. Si afecta al ser humano.
		Sur de Europa (mediterráneo) América del Sur, Asia, Medio Oriente,	Dermacentor auratus	Perros. Si afecta al ser humano.

		África		
EHRlichiosis CANINA	Ehrlichia canis (ehrlichiosis monocitotrópica canina)	En todo el mundo, zonas tropicales y templadas.	Rhipicephalus sanguineus, Dermacentor variabilis	Cánidos salvajes y domésticos. Si afecta al ser humano.
	Ehrlichia canis (agente de ehrlichiosis venezolana)	Asia, Venezuela	Rhipicephalus sanguineus	Perros. Si afecta al ser humano.
	Ehrlichia ewingii	Estados Unidos (principalment e la zona sur, Missouri)	Amblyomma americanum	Venado de cola blanca. No afecta al ser humano, perros.
	Ehrlichia chaffeensis	Estados Unidos (principalment e la zona sur, Missouri)	Amblyomma americanum, Amblyomma testudinarium, Dermacentor variabilis, Ixodes ovatus, Ixodes persulcatus	Venado de cola blanca, coyotes, zarigüeyas, mapaches, ratones de campo. Si afecta al ser humano, perros, cabras, lémures en cautiverio.
	Ehrlichia ruminantium (hidropericardio)	África, zona subsahara	Amblyomma hebraeum	Ungulados salvajes. Si afecta al ser humano, Ganado, ovejas, cabras, perros.

Tomado de Greene, 2008, pp. 228-229.

2.2.2. Otros Patógenos transmitidos por vectores:

Algunos de los géneros importantes implicados son: *Borrelia*, *Bartonella*, *Mycoplasma* y *Yersinia*, como se observa en la tabla 2.

- **Bacteria** (espiroqueta): *Borrelia burgdorferi*.

Tabla 2. Enfermedades Bacterianas de interés veterinario transmitidas por vectores.

Enfermedad	Agente etiológico	Distribución geográfica	Vector primario	Reservorio
Borreliosis (enfermedad de Lyme)	<i>Borrelia burgdorferi</i> también <i>Borrelia afzelii</i> y <i>Borrelia garinii</i> en Europa	EE.UU., Costa del Atlántico (sobre todo en el noreste), Wisconsin y Minnesota en el oeste medio, California y Oregón en la costa occidental.	<i>Ixodes scapularis</i> otras <i>Ixodes</i> spp	Ratones, otros roedores. Si afecta al ser humano.

Tomado de Bowman, 2011, p. 248.

2.2.3. Protozoos y Helmintos transmitidos por vectores

2.2.3.1. Helmintos:

Las moscas picadoras transmiten varios parásitos protozoos y metazoos importantes, incluyendo *Dirofilaria immitis*, agente etiológico de la enfermedad del gusano del corazón (Bowman, 2011, pp. 250-251).

- **Nematodo:** *Dirofilaria immitis*, transmitida por mosquitos *Anopheles*.

Tabla 3. Helminrosis de interés veterinario transmitidas por vectores.

Enfermedad	Agente etiológico	Distribución geográfica	Vector primario	Reservorio
Dirofilaria immitis Verme del corazón	<i>Dirofilaria immitis</i>	En regiones templadas y cálidas: América del Norte hasta Canadá y América Latina, Europa, Medio Oriente, Australia y Japón.	Mosquitos	Perros, cánidos silvestres. Si afecta al ser humano.

Tomado de Bowman, 2011, p. 250.

2.2.3.2. Protozoos:

Los hemoparásitos de este tipo más comunes en nuestro medio en caninos son: *Babesia canina*, *Trypanosoma*.

- ***Babesia canis*:** parasita glóbulos rojos en diferentes especies y causa anemia, por ruptura de estas células. (Piroplasmosis = ranilla roja = fiebre de garrapata) (Laboratoriosprovet, s.f.).
- ***Trypanosoma*:** subsiste en el plasma sanguíneo, causando enfermedad.

Tabla 4. Enfermedades protozoaricas de interés veterinario transmitidas por vectores.

Enfermedad	Agente etiológico	Distribución geográfica	Vector primario	Reservorio
Tripanosomosis (nagana; enfermedad del sueño; surra; mal de caderas)	Trypanosoma spp.	Asia, África, América Central y Sudamérica.	Mosca tsetse	Mamíferos, incluido el hombre. Si afecta al ser humano
Enfermedad de Chagas	Trypanosoma cruzi	En toda la región de América Latina, EE.UU., Canadá, países Europeos y algunos del Pacífico Occidental.	Insectos triatominos (chinches)	Roedores; otros mamíferos de pequeño y mediano tamaño; perros domésticos. Si afecta al ser humano
Leishmaniosis (leishmaniosis visceral; leishmaniosis cutánea, leishmaniosis mucocutánea)	Leishmania spp.	Abarca zonas áridas, tropicales y subtropicales América Central y América del Sur, excepto Chile y Uruguay.	Flebotomos	Roedores, perros domésticos Si afecta al ser humano

Babesiosis (fiebre del ganado bovino de Texas; babesiosis bovina; piroplasmosis equina; babesiosis canina)	Babesia spp	Sur y centro de Europa hasta el Báltico.	R. sanguineus Dermacentor, Ixodes	Diferentes mamíferos para cada especie Poco frecuente en seres humanos
---	----------------	--	--	---

Tomado Bowman, 2011, p. 250.

Al igual que con el resto de enfermedades, la garrapata es el principal vector de las enfermedades protozoáricas.

A pesar de que las infecciones pueden reducirse con el control de poblaciones de vectores, por sí solo no se considera un medio eficaz de prevención de la infección o la enfermedad en los animales (Bowman, 2011, p. 251).

2.3. ENFERMEDADES TRASMITIDAS POR GARRAPATAS

2.3.1. Ehrlichia canis/ewingii

Es una rickettsiosis que están entre bacterias y virus, enfermedad infecciosa de los perros, conocida como: enfermedad del perro rastreador, pancitopenia canina tropical, fiebre hemorrágica canina y tifus canino (Bowman, 2011, p. 358).

“Se ha distribuido por todo el mundo y adquirió gran importancia durante la guerra de Vietnam, cuando una gran proporción de perros militares contrajeron esta enfermedad. Debido a su naturaleza crónica e insidiosa, la ehrlichiosis

aparece durante todo el año y no sólo durante los meses calurosos” (Birchard y Sherding, 2000, pp. 147-149).

Aunque diversas especies de Ehrlichia pueden infectar al perro, la Ehrlichiosis suele deberse a infección por E.canis. La trasmisión se produce generalmente por la garrapata parda canina (Rhipicephalus sanguineus), o no muy comúnmente por contacto con sangre infectada (Greene, 2008, p. 153).

2.3.2. Taxonomía

Ehrlichia es un pequeño microorganismo cocoide gramnegativo, pleomórfico e intracelular obligado, recientemente reclasificado: pasó de la familia Rickettsiaceae a la familia Anaplasmataceae.

Tabla 5. Taxonomía de Ehrlichia canis.

Reino:	Bacteria
Phylum:	Proteobacteria
Clase:	Alphaproteobacteria
Orden:	Rickettsiales
Familia:	Anaplasmataceae
Género:	Ehrlichia
	Anaplasma
	Neorickettsia
	Wolbachia

Tomado de Ulrich y Zhulin, 2010.

2.3.3. Etiología y Epidemiología

Las especies de Ehrlichia de importancia en medicina veterinaria y en salud pública incluyen:

Tabla 6. Enfermedades leucotróficas en perros inducidas por microorganismos.

Enfermedad	Etiología
Ehrlichiosis monocítica canina	Ehrlichia canis y Ehrlichia chaffeensis.
Ehrlichiosis granulocítica canina	Anaplasma phagocytophila y Ehrlichia ewingii.
Ehrlichiosis trombocítica canina (llamada también trombocitopenia cíclica canina)	Anaplasma platys.

Nota: Actualmente estos cuatro organismos: E. canis, A. platys, E. ewingii y E. chaffeensis son zoonóticos, las personas se infectan tras la picadura de garrapatas (Parola, Davoust y Raoult, 2005, p. 469).

Tomado de Gómez y Guida, 2010, p. 207.

Tabla 7. Distribución mundial de E. canis y E. ewingii.

Enfermedad	Distribución geográfica	Vector	Huésped	Natural doméstico
Ehrlichiosis monocítica canina (E. canis)	En todo el mundo, zonas tropicales y templadas.	Rhipicephalus sanguineus, Dermacentor variabilis	Cánidos salvajes y domésticos	Si afecta al ser humano
Ehrlichiosis granulocítica canina (E. ewingii)	Estados Unidos (principalmente la zona sur, Missouri).	Amblyomma americanum	Venado de cola blanca	No afecta al ser humano, perros.

Tomado de Greene, 2008, p. 228.

La Ehrlichiosis tiene diseminación a nivel mundial, en regiones tropicales y subtropicales por la presencia de garrapatas. La mayoría de los casos de se ha visto en zonas del sudeste y sur-centro de Estados Unidos (Waner y Harrus, 2000, p. 25).

2.3.4. Patogenia

Una vez producida la infestación, el período de incubación de la Ehrlichiosis va de 8 a 20 días, es decir de 1 a 3 semanas, que paulatinamente se convierte en una fase aguda y crónica.

2.3.4.1. Fase aguda

En la fase aguda el parásito ingresa al torrente sanguíneo y linfático para establecerse en los macrófagos del sistema retículo-endotelial del bazo, ganglios linfáticos e hígado, para propagarse por fisión binaria es decir crece al doble de su tamaño y se divide en dos logrando diseminar a las rickettsias hacia otros órganos del cuerpo.

La duración de la fase aguda es de 2 a 4 semanas, los caninos con o sin tratamiento pueden llegar a desarrollar una fase subclínica, donde puede haber ausencia de esta enfermedad ya que mantiene una disminución del número de plaquetas, convirtiéndose en pacientes sanos que a su vez serán portadores por un periodo de hasta 3 años (Greene, 2008, p. 231).

La enfermedad en animales infectados ocurre de 2 a 5 meses después de la exposición a garrapatas, la gravedad y la propensión a presentar signos clínicos varían con el estado inmunitario del animal (Gómez y Guida, 2010, p. 575).

- **Signos clínicos**

Los signos clínicos que se pueden evidenciar en la fase aguda son:

Fiebre (41°C), linfadenopatías generalizadas, esplenomegalia, hepatomegalia, disnea o intolerancia al ejercicio debida a neumonitis, signos neurológicos

causados por meningoencefalitis, uveítis anterior, petequias, equimosis debidas a trombocitopenia o trombocitopatía (Morgan et al., 2008, p. 258).

- **Anomalías de laboratorio (hematológicas y bioquímicas)**

Trombocitopenia, anemia leve a intensa, leucopenia o leucocitosis, hiperglobulinemia leve, aumento ligero de la actividad de las enzimas hepáticas (Birchard y Sherding, 2000, p. 148).

Por el periodo corto de incubación esta fase puede ser pasajera, se utiliza un tratamiento adecuado; si no existe un tratamiento se convertirá en una fase subclínica.

2.3.4.2. Fase subclínica

Esta fase puede durar años, sin existir signos clínicos. En esta fase se da la recuperación del canino, donde adquiere el peso perdido, se regula la temperatura para llegar a índices estables, con un tratamiento adecuado el canino podrá eliminar el parásito, sin embargo en algunos casos se puede mantener el parásito ocasionado una fase crónica dada por el aumento de anticuerpos y la persistencia de la trombocitopenia (Barr y Bowman, 2008, p.134).

A pesar del tratamiento los caninos pueden ser portadores por varios años, esto se debe a la resistencia que tiene el microorganismo y producción de anticuerpos, que se pueden dar por anomalías de la fase aguda (Coté, 2010, p. 396).

No aparece sintomatología en esta fase, el perro parece normal, el organismo se localiza en el bazo, y el perro puede superar la enfermedad o pasar a la fase crónica.

2.3.4.3. Fase crónica

En esta fase hay resistencia al tratamiento y existe una recaída.

La fase crónica puede durar de 1 a 4 meses, dentro de los cuales se puede establecer signos leves o graves, que se pueden dar por anomalías de hiperplasia linforreticular y hematológicas.

- **Signos clínicos**

Pérdida de peso, incremento de la temperatura, hemorragia espontánea, palidez debida a la anemia, linfadenopatías generalizadas, hepatoesplenomegalia, signos respiratorios, tos, exudado nasal, uveítis anterior o posterior, retinopatías, ceguera, signos neurológicos causados por meningoencefalomielitis, ataxia, convulsiones, poliartritis, edema intermitente en los miembros (León y Rosales, 2007, p. 32).

- **Anomalías de laboratorio (hematológicas y bioquímicas)**

Anemia arregenerativa, trombocitopenia, ancitopenia esto puede ser debido a la hipoplasia de la médula ósea, plasmacitosis de la médula ósea y esplénica, linfocitosis, hiperglobulinemia, hipoalbuminemia, proteinuria (Birchard y Sherding, 2000, p 148).

Hay que mencionar que no todos los perros pueden desarrollar la fase crónica, pero existe un alto desconocimiento de las condiciones, sin embargo es claro que la raza Pastor Alemán puede desarrollar las fases crónicas en diferentes niveles y severidad que otras razas, porque existe una susceptibilidad, presentando cuadros clínicos graves como: hipoplasia en la médula ósea o insuficiencia multiorgánica con o sin sepsis (Morgan et al., 2008, p. 826).

Tabla 8. Características clínicas y alteraciones de laboratorio de *E. canis* y *E. ewingii*.

ESPECIE	CARACTERÍSTICAS CLÍNICAS	ALTERACIONES DE LABORATORIO
E. canis	Fiebre, anorexia, pérdida de peso, diátesis hemorrágica, signos del SNC, linfadenomegalia.	Anemia, leucopenia, trombocitopenia marcada, hiperglobulinemia, pancitopenia, proteinuria, pleocitosis mononuclear.
E. ewingii	Fiebre, anorexia, cojera, tumefacción de articulaciones, signos del SNC.	Trombocitopenia leve, anemia no regenerativa leve, poliartrosis neutrofílica, pleocitosis neutrofílica del LCR.

Tomado de Greene, 2008, p. 235.

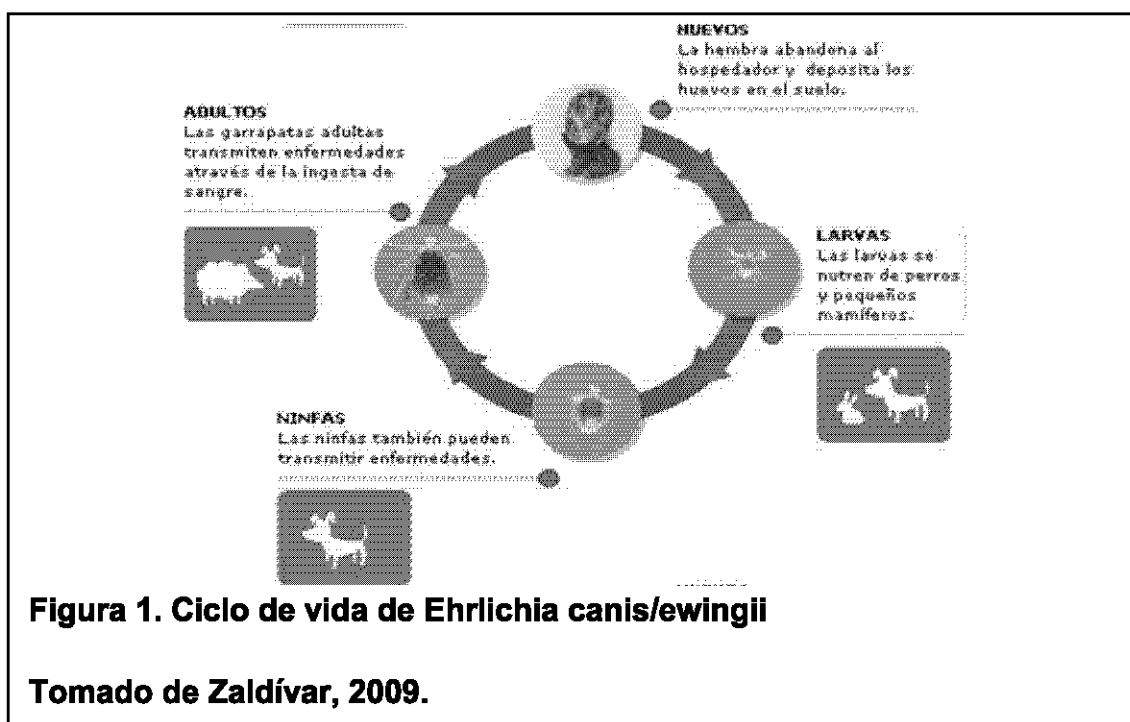
2.3.5. Ciclo de vida

El perro es infectado a causa de la picadura de la garrapata (*Rhipicephalus sanguineus*) que al momento de alimentarse, inyecta secreciones salivares contaminadas con *Ehrlichia canis*, así mismo en forma iatrogénica por medio de transfusiones sanguíneas de un perro infectado a otro susceptible (Greene, 2008, p. 253).

El ciclo de vida de los vectores consta de tres estados, después de huevo pasan a larva, ninfa y adulto. En cualquiera de estos tres estados puede parasitar al ser humano. En animales puede estar en diferentes partes del cuerpo, sin embargo, prefieren fijarse entre las patas o sobre el abdomen (Borchert, 2008, p. 263).

Sin embargo el ciclo de vida es más complejo la garrapata se la puede dividir en dos partes un ciclo parasitario y un ciclo de vida libre, dentro del cual se establecen tres fases móviles la primera es la larva, la ninfa y la adulto.

“Este ciclo se complementa cuando la hembra deposita los huevos en el suelo; con lo cual iniciará el periodo de incubación que tiene una duración de 15 a 17 días, ya que la hembra puede poner casi 8.000 huevos. Después de este proceso sale la larva y se alimenta de 3 a 7 días, teniendo una alta capacidad infectante en donde espera alojarse en un huésped, la ninfa se alimenta en 3 a 13 días, el vector adulto se alimenta de 7 a 12 días. La larva puede sobrevivir sin alimentarse entre 57 y 386 días, la ninfa hasta 400 días y el adulto hasta 600 días” (Waner y Harrus, 2000, p. 13).



2.3.6. Técnicas de apoyo diagnóstico

El diagnóstico de la enfermedad en primera instancia se basa en la anamnesis, luego presentación clínica, hallazgos patológicos al examen clínico y se fortalece con pruebas de laboratorio.

2.3.6.1. Frotis sanguíneo:

Los ehrlichiosis se puede visualizar en los monocitos de los frotis sanguíneos o a su vez en los tejidos de médula ósea ganglios linfáticos, bazo, pulmón; este

proceso debe ser teñido con Giemsa, sin embargo este no es un método tan certero porque solo se puede determinar en un 4% de pacientes enfermos, se puede ampliar la sensibilidad mediante el frotis de sangre obtenida de los márgenes de pabellón auricular (Greene, 2008, p. 236).

2.3.6.2. Pruebas serológicas:

En la actualidad las pruebas de IFA (Inmunofluorescencia Indirecta de Anticuerpos) y ELISA (Enzyme Linked Inmunoabsorvent Assay) usando anticuerpos de *E. canis* es el test serológico de diagnóstico confiable.

Pruebas de ELISA indirecto, consistente en un kit llamado Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®) para detectar anticuerpos contra *Ehrlichia canis* y *Ehrlichia ewingii*; dicha prueba es cualitativa y presenta una sensibilidad del 98% aunque dependiendo de la cantidad de títulos puede verse más fuerte la reacción de coloración durante el procedimiento, o muy tenue si la reacción de aglutinación fuera moderada en caso de haber pocos títulos.

Cuando los resultados de título de anticuerpos a *E. canis* son negativos, tomando en cuenta que los títulos de anticuerpos son detectables en el Snap a partir de 7 a 21 días y si no se detectó en ese lapso de tiempo, se recomienda un examen de seguimiento en 2 a 3 semanas o pruebas séricas en busca de otros agentes, porque los niveles de anticuerpos séricos en perros no tratados llegan a su punto máximo a los 80 días posteriores a la infección inicial, habiendo títulos demostrables de anticuerpos (Greene, 2008, pp. 236-237).

2.3.7. Tratamiento

El tratamiento comprende el uso de fármacos antirickettsiales y terapias de sostén, en caso de ser necesaria.

Tabla 9. Fármacos empleados en el tratamiento de ehrlichiosis.

Fármaco	Dosis (mg/kg)	Vía	Intervalo (horas)	Duración (días)
Doxiciclina	5	Oral	12	28
	10	Oral	24	28
Imidocarb	5	IM	Única aplicación	Repetir a los 14 días
Enrofloxacina	5	Oral, IM	24	15
Tetraciclina	22	Oral	8	14-21
Oxitetraciclina	25	Oral	8	14-21
Cloranfenicol	15-25	Oral, IM, SC	8	14

Tomado de Gómez y Guida, 2010, p. 211.

El tratamiento de elección en casos agudos y crónicos es la doxiciclina a una dosis de 10mg/kg una vez por día o 5mg/kg dos veces por día, durante 28 días como mínimo.

Efectos secundarios por la utilización de Imidocarb: disnea, sialorrea, diarrea, exudado nasal, taquicardia.

Estos signos se deben a un efecto anticolinesterasa del fármaco y remiten tras la administración de atropina a dosis de 0,025 mg/kg (Gómez y Guida, 2010, p. 211).

Por eso es recomendable un pretratamiento con atropina: Imidocarb + atropina= disminuye los efectos adversos anticolinérgicos.

En casos graves, con frecuencia se instaura un tratamiento combinado con Doxiciclina e Imidocarb.

En casos de trombocitopenia grave, se utiliza corticoide como la Prednisolona a corto plazo 2-7 días, y se recomienda disminuir la dosis por efecto adrenal.

El tratamiento por 2 a 7 días con corticoides, como Prednisolona, en dosis inmunosupresoras (2 mg/kg) puede ser necesaria durante la etapa temprana de la enfermedad. Cuando existe una respuesta inmune se puede desencadenar la enfermedad convirtiéndose en una trombocitopenia (Greene, 2008, p. 239-240).

En caso de una anemia grave además del tratamiento antimicrobiano, se aconseja transfusión sanguínea que contenga plasma rica en plaquetas, y en el caso de que haya deshidratación aplicar terapia de fluidos.

2.3.8. Prevención y control

Como medida preventiva en áreas endémicas para infecciones de *E. canis*, se ha demostrado que se puede utilizar dosis bajas de Oxitetraciclina (6.6 mg/kg/día). Tomando en cuenta que la aplicación indiscriminada de este fármaco a todos los perros conduciría a resistencia al mismo (Barr y Bowman, 2008, p. 139).

Se recomienda no usar tetraciclinas y derivados en perros menores a 6 meses de edad, porque los dientes se ponen amarillos permanentemente, no debe ser utilizado en animales con insuficiencia renal y daño hepático, en estos casos lo más recomendable es utilizar doxiciclina, que puede ser excretada a través del sistema gastrointestinal (Barr y Bowman, 2008, p. 139).

En el mercado veterinario existen muchos productos y métodos para el control de garrapatas dentro de los cuales están: baños, aerosoles, pipetas, amitraz, fipronilo e imidacloprid o combinaciones, por ejemplo: ectoparasiticidas (Fipronil, imidacloprid + permetrina) (Coté, 2010, p.397).

Para retirar las garrapatas, hay que hacerlo con la ayuda de una pinza, jalar lentamente desde su boca en sentido recto, evitando aplastar a la garrapata, utilizar guantes para evitar contagiarse con las garrapatas, en caso de una picadura o contagio lavar con agua y jabón la zona afectada, finalmente después de haber quitado la garrapata, ponerla en un recipiente con alcohol, ya que esta sustancia ayuda a matar al parásito y destruye sus huevos. Procurar no arrojar las garrapatas a la basura o al inodoro, porque de esta manera el parásito continúa vivo y sigue reproduciéndose (Birchard y Sherding, 2000, p. 147).

2.4. Dirofilaria immitis

Conocida también como enfermedad del gusano del corazón es producida por el parásito *Dirofilaria immitis*, afectando al sistema vascular y células sanguíneas (Bowman, 2011, p. 238).

Es un parásito nemátodo que tiene la capacidad de propagarse de huésped a huésped, mediante la picadura de mosquitos de géneros *Aedes*, *Culex*, *Anopheles* y *Mansonia spp.*, etc. Los animales que pueden afectarse con este parásito son: perros, gatos, lobos, coyotes, zorros, hurones, leones marinos, y también los seres humanos (Meneses, Pérez, Morales, China y Castro, 2008).

2.4.1. Taxonomía

Tabla 10. Taxonomía de *Dirofilaria immitis*.

Phylum:	Nemathelminthes
Clase:	Nematoda
Subclase:	Secermentea
Orden:	Spirurida
Suborden:	Spirurina
Superfamilia:	Filaroidea

Familia:	Onchocerchidae
	Filariidae
Género:	Dirofilaria
Especie:	D. immitis

Tomado de Borchert, 2008, p. 441.

2.4.2. Etiología y Epidemiología

La infestación del “gusano del corazón” es más frecuente en los perros mayores de un año de vida, pero es posible la transmisión intrauterina de microfilarias a partir de hembras infectadas (Tilley, Smith, Oyama y Sleeper, 2009, p. 161).

“La microfilaremia es estacional (mayor concentración en primavera y verano) y muestra una periodicidad a lo largo del día (máximo número de larvas en sangre periférica de 18 a 22 h, y mínimo número alrededor de las 6 h)” (Kassai, 2007, p. 120).

Es una zoonosis parasitaria común en las zonas tropicales, subtropicales y templadas cálidas del mundo y se la debe considerar endémica en los litorales fluviales y zonas de esteros (Belerenian et al., 2007, p. 335)

Se han descrito ocho especies que afectan a los perros y dentro de ellas esta: *Dirofilaria immitis*, *Dirofilaria repens*, *Dirofilaria ursi*, *Dirofilaria tenuis*, *Filaroide hirthi*, *Filaroide milksi*, *Filaria osleri*, *Dipetalonema reconditum* (Meneses et al., 2008).

- **D. immitis** y **D. repens** son las principales causas de dirofilariosis humana, afectando al pulmón y de tejido subcutáneo por *Dirofilaria* spp. Además se han presentado casos aislados en donde existe infección intraocular (Bowman, 2011, p. 245).

Existen estudios que se ha comprobado en Argentina la presencia del parásito, además existen datos sobre prevalencia en las zonas norte, sur y oeste de Sudamérica (Bowman, 2011, p. 240).

Con respecto a edades de los caninos, todas son susceptibles a dirofilariosis (aunque no es típico en pacientes menores a 12 meses). La mayoría de los casos tienen 3 a 6 años cuando la dirofilaria es identificada (Coté, 2010, p. 441).

“Los perros de exteriores tienen hasta 5 veces mayor probabilidad de experimentar infección, porque están expuestos a las condiciones del medio ambiente y se puede dar el contagio del hospedador en donde los vectores estén presentes provocando que exista un mayor riesgo al contagio que se pueden dar por microfilarias circulantes y peor aún es latente si no existe inmunidad frente a los parásitos” (Duncan, Hart, Armour, Dunn y Jennins, 2008, p. 103).

2.4.3. Patogenia

La mayoría de los perros parasitados no presentan la enfermedad, por lo cual son asintomáticos.

“El parásito adulto se localiza en las arterias pulmonares del huésped, pero su estado larvario viaja a través del torrente sanguíneo, pudiendo alcanzar otros tejidos tales como: cerebro, riñones, ojos y piel. Cuando la cantidad de parásitos adultos se eleva, se movilizan hacia el ventrículo derecho; cuando su cantidad ronda los 50 especímenes pueden llegar a alojarse en la aurícula derecha, y si la cantidad continúa creciendo pueden migrar hacia la vena cava” (Belerenian, Mucha, Camacho y Grau, 2007, p. 335).

“El parásito tiene como hospedador intermediario a mosquitos hematófagos, los cuales al alimentarse transmiten la forma infectiva a un nuevo huésped. La

temperatura ambiental es un factor importante para que se desarrolle la larva (L3) de *Dirofilaria immitis* en los mosquitos, se necesita una temperatura de 27°C durante 2 semanas; mientras que a temperaturas de 14°C no se observa ningún desarrollo” (Belerenian et al., 2007, p. 335).

“Las hembras son vivíparas y las microfilarias pueden encontrarse en la sangre periférica en cualquier momento, aunque hay tendencia a la periodicidad, ya que el número de microfilarias es más elevado durante la noche y en los meses de verano más que en el invierno, máximo al atardecer y mínimo al amanecer” (Belerenian et al., 2007, p. 335).

Con mayor exposición a exteriores los perros pueden infectarse sin importar la raza, por ejemplo: Pastor alemán, Pointer inglés, Setter irlandés, Retrievers, Beagle y con mayor frecuencia los perros de raza Bóxer, que a su vez depende de la abundancia de mosquitos y las condiciones del ambiente (Thompson, 2008, p. 79).

- Se presentan dos patologías asociadas:

1. **Dirofilariosis aguda:** afecta a los cachorros con parasitosis masivas, de curso agudo y suele producir la muerte del animal.

2. **Dirofilariosis crónica:** relacionada con la presencia de formas adultas en corazón y vasos adyacentes, principalmente arteria pulmonar, además de otros órganos como riñones e hígado. Se presenta en diferentes alteraciones clínicas:

2.4.3.1. Alteraciones clínicas del sistema circulatorio

- a) **Síndrome de la vena cava:** se produce cuando los vermes invaden la vena cava caudal, causando obstrucción importante de este vaso que conduce a un síndrome agudo y el pronóstico es reservado. Está caracterizado por

hemólisis, hemoglobinuria, bilirrubinemia, ictericia, anorexia y colapso circulatorio (Borchert, 2008, p. 165).

El pronóstico es reservado, sino existe la intervención quirúrgica en un periodo de 24 horas, en este caso se puede producir un shock cardiogénico, acidosis metabólica, anemia, hepatitis por necrosis y C.I.D (coagulación intravascular diseminada) (Fúnez, Abad y Silva, 1992).

“En el síndrome de vena cava se puede dar una gran infestación en poco tiempo, por lo cual provoca la maduración simultánea de filarias y su llegada en gran número a las venas cavas, aurícula derecha y válvula tricúspide. La cantidad de parásitos adultos puede variar entre 50 y 200 parásitos, maduran en corto tiempo y se alojan en las venas cavas y en el atrio derecho pasando a través del anillo tricuspídeo” (Belerenian et al., 2007, p. 344).

b) Hipertensión pulmonar: es el más característico, debido a las alteraciones en el endotelio de la arteria pulmonar, donde está situado el parásito. Produce la afección conocida como “*COR PULMONALE*”, que cursa con tos, disnea y fatiga (Coté, 2010, p. 442).

“La hipertensión pulmonar es una red vascular de baja presión, baja resistencia y de alta capacidad que depende de la presión venosa pulmonar del gasto ventricular derecho y de la resistencia vascular pulmonar, pero diferentes patologías pueden elevar la resistencia pulmonar y la presión” (Talavera y Palacios, 2007).

“Los hallazgos hematológicos dependen de varias causas. En pacientes con dirofilariasis puede existir: eosinofilia, basofilia, monocitosis y anemia no regenerativa, sin embargo paciente que tienen esta patología la supervivencia media es de 4 meses y es por esta razón que se deben establecer medidas preventivas al obtener un diagnóstico” (Talavera y Palacios, 2007).

c) Fallo congestivo del corazón derecho: está producido por la pérdida de elasticidad de las paredes de las arterias parasitadas, que son incapaces de dilatarse correctamente. El fallo congestivo se debe a una incapacidad del corazón para mover la sangre a los pulmones (Bowman, 2011, p. 355). Es evidente que un fallo congestivo del corazón derecho se puede determinar cuando existe un letargo general, mucosas pálidas o azules, pérdida de peso, jadeo excesivo y presenta cuadros de anorexia.

“Esta es una patología grave en los perros y si no existe un tratamiento adecuado puede convertirse en pronóstico reservado. El tratamiento que se da a estos caninos es sintomático y responde a la necesidad del paciente, con lo cual se aminoran los signos clínicos y se puede prolongar la vida del perro (5 a 6 meses)” (Talavera y Palacios, 2007)

d) Tromboembolización: se produce como consecuencia de la muerte masiva de los parásitos, que producen pequeños trombos e inflamación granulomatosa en las paredes arteriales. Frecuentemente los trombos sufren procesos de calcificación e incorporación a la pared del vaso (Tilley et al., 2009, p. 168).

e) Embolia fibrocartilaginosa: es una mielopatía que resulta de la necrosis isquémica aguda del cordón espinal en las sustancias blancas o gris, este puede afectar cualquier región de la medula espinal y causar paresia o parálisis (Tilley et al., 2009, p. 169).

La embolia fibrocartilaginosa es más común en razas grandes (Gran Danés, Labrador Retriever, San Bernardo, Pastor Alemán). También se ha descrito en razas caninas pequeñas (Schnauzer miniatura, Shetlandsheepdog, Fox Terrier), la mayoría de los perros afectados son de edad media, entre 3-7 años (Alleman y Couto, 2013).

2.4.3.2. Alteraciones clínicas del sistema renal

a) **Glomerulonefritis:** inflamación del riñón, concretamente del glomérulo, como consecuencia del depósito de inmunocomplejos: unión antígeno-anticuerpo, inmunoglobulinas G y M en el epitelio glomerular, que puede evolucionar a nefrosis grave (Coté, 2010, p. 442).

“En el caso de un perro que manifieste enfermedad glomerular, deberá considerarse la infección por dirofilarias como diagnóstico diferencial. Aunque en general se piensa que las lesiones glomerulares por la infección por dirofilarias son imposibles que produzcan insuficiencia renal, surge un dilema terapéutico cuando se encuentra un perro con proteinuria, azoemia e infección por dirofilarias” (Ettinger y Feldman, 2007, p. 1130).

b) **Nefritis intersticial:** inflamación del intersticio renal por presencia de parásitos que llegan por los vasos renales.

2.4.4. Ciclo de vida

- *Dirofilaria immitis* tiene un ciclo de vida indirecto.

2.4.4.1. Huéspedes:

- Huésped definitivo: perro.
- Huéspedes intermediarios: mosquito de géneros (*Culex*, *Aedes*, *Anopheles*, *Mansonia*, etc.).
- Huésped accidental: ser humano.

El parásito adulto se reproduce sexualmente en su huésped vertebrado, y la descendencia se transfiere al huésped intermediario, que es generalmente un mosquito o una pulga.

2.4.4.2. Desarrollo en el perro:

“La *Dirofilaria immitis* se aloja en la arteria pulmonar. Los huevos se desarrollan en el útero y se encuentran envueltos por la membrana vitelina, cuando el embrión se extiende, la membrana que lo rodea se alarga y forma una vaina que lo cubre. Al nacer esta membrana se pierde y se libera el embrión directamente en la sangre y recibe el nombre de microfilaria (L1)” (Belerenian et al., 2007, p. 336).

“Estas microfilarias son depositadas en la sangre desde la arteria pulmonar, y transportadas a los pulmones, la cámara izquierda del corazón y todo el sistema circulatorio (tienen marcada periodicidad nocturna en la sangre periférica)” (Belerenian et al., 2007, p. 336).

“Al alimentarse de un animal infectado, los mosquitos ingieren sangre que contiene microfilarias circulantes (L1), luego de (24-36 horas), éstas migran a los túbulos de Malpighi para desarrollar el segundo estadio juvenil (L2)” (Belerenian et al., 2007, pp. 334-335).

A los (9 días) se desarrolla el segundo cambio. Esta larva (L3) aparece entre los (10 a 20 días) después de haber ingresado al mosquito, migrando a las glándulas salivales (Belerenian et al., 2007, p. 336).

Cuando el mosquito se alimenta, la larva (L3) se penetra en el huésped definitivo (perro) por el sitio de la picadura para completar su desarrollo (Belerenian et al., 2007, p. 336).

De (9 a 12 días) después de ingresar al huésped definitivo (perro), se realiza el tercer cambio a (L4), que se encuentra en el tejido subcutáneo, adiposo y músculo esquelético (Belerenian et al., 2007, p. 336).

El cuarto estadio juvenil mide 25 mm, y empiezan a migrar hacia el lado derecho del corazón como (L5) después de (60-70 días). Lo machos alcanzan de 14 a 19 cm de largo y las hembras de 23 a 31 cm en un lapso de (174 a 223 días) (Belerenian et al., 2007, p. 336).

Se puede encontrar microfilarias en cachorros recién nacidos, por transmisión transplacentaria y el período de vida es de 5 a 7 años (Belerenian et al., 2007, p. 336).

El parásito permanece latente en el tejido muscular del huésped vertebrado durante (85-120 días). Después de este período de tiempo, los parásitos se introducen al torrente sanguíneo del huésped, y finalmente llega al corazón (Guerrero y Vollmer, 2009, pp. 31-32).

La conclusión del ciclo de vida en el corazón requiere de 7 a 9 meses.

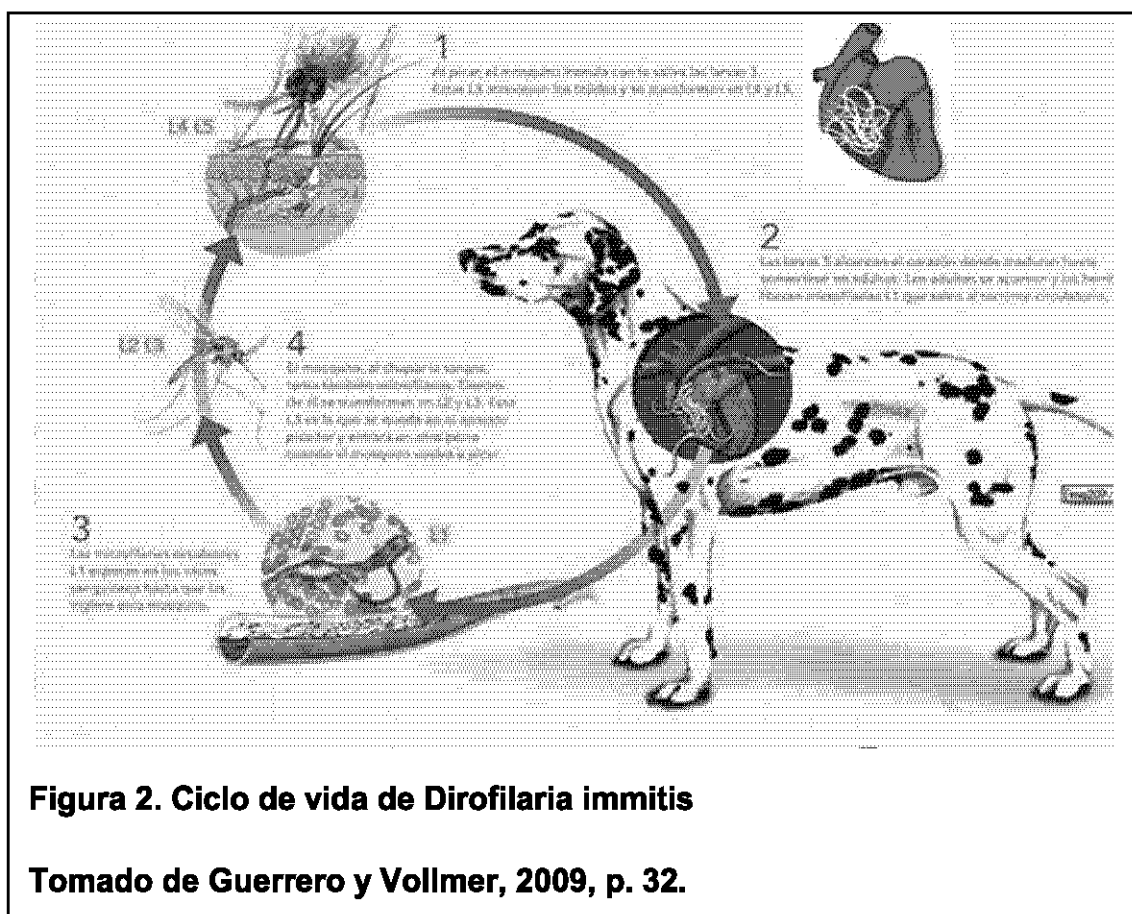


Figura 2. Ciclo de vida de *Dirofilaria immitis*

Tomado de Guerrero y Vollmer, 2009, p. 32.

2.4.5. Técnicas de apoyo diagnóstico

El diagnóstico en caninos está basado en la anamnesis, signos clínicos de alteración cardiovascular, detección de microfilarias en la sangre, los cuales pueden ser detectados en caninos de 1 a 2 años de vida, también se puede confirmar con pruebas de laboratorio.

2.4.5.1. Cambios en evaluación hematológica y bioquímica:

Mediantes estudios de laboratorio es evidente que con la evaluación hematológica y bioquímica se puede determinar que un 10% de perros muestran anemia normocrómica-normocítica y del 10 al 30% hematocrito. Los perros con enfermedad grave están anémicos en un 50%. En perros asintomáticos la fórmula leucocitaria es normal en muchos casos de dirofilariosis, se puede detectar eosinofilia sin basofilia (Notarnicola, 1997, p. 47).

2.4.5.2. Hemograma completo:

- Eosinofilia y basofilia. La eosinofilia es más común y los recuentos más altos tienden a ocurrir con infestaciones ocultas.
- La leucocitosis neutrofilica con desviación a la izquierda es generalmente el resultado de una tromboembolia pulmonar.
- La trombocitopenia está presente en general cuando hay daño severo de la arteria pulmonar.
- También en algunos casos se puede observar hemoglobinuria, acompañada de trombocitopenia, con el síndrome de la vena cava y con daño pulmonar tromboembólico severo (Tilley et al., 2009, p. 165).

2.4.5.3. Bioquímica sérica y urianálisis:

La azotemia puede aparecer en perros con infestaciones complicadas. La azotemia pre-renal puede estar causada por deshidratación o insuficiencia cardíaca derecha. La azotemia primaria está causada por glomerulopatías, también se puede encontrar fallo hepático con ictericia en perros con FCC (fallo cardíaco congestivo) derecho crónico (Tilley et al., 2009, p. 165).

Los casos de proteinuria son común en pacientes con infestaciones severas o amiloidosis renal y el tratamiento es con Immiticide (Tilley et al., 2009, p. 165).

La hipoalbuminemia aparece en algunos perros con infestaciones severas; y es común en perros y gatos con dirofilariosis crónica (Tilley et al., 2009, p. 165).

La pérdida de albúmina ocurre con fallo cardíaco congestivo derecho y se complica con insuficiencia hepática, congestión intestinal, y retención de agua libre. Este cuadro puede ocasionar hiponatremia o hiperkalemia leve" (Tilley et al., 2009, p. 165).

2.4.5.4. Pruebas serológicas:

Las pruebas inmunodiagnósticas, en este caso pruebas de antígeno ELISA para dirofilarias, se utilizan de forma regular tanto como cribado como en los casos sospechosos de infección por dirofilarias, pero su debilidad es que detectan antígeno de dirofilarias hembras adultas y por lo tanto pueden producir resultados negativos durante los primeros 5 a 8 meses de cualquier infección, en las infecciones exclusivas de machos y en infecciones con una baja carga de parásitos hembras (Ettinger y Feldman, 2007, p. 1121).

La prueba de filtros y la de Knott modificada son preferidas sobre los extendidos directos de sangre, estas pruebas indican si no hay antecedentes de profilaxis con macrólidos, y está indicada para confirmar presencia de microfilarias en sangre periférica en cualquier momento en perros con dirofilariosis antes de instituir la terapia (Coté, 2010, p. 442).

Los falsos positivos son el resultado de una mala técnica. El serodiagnóstico de antígenos del parásito adulto en perros se realiza fácilmente mediante pruebas de membrana y micropocillo de ELISA y mediante pruebas inmunocromatográficas.

Pruebas de ELISA directo consistente en un kit o snap de diagnóstico llamado Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®) para detectar antígenos contra *Dirofilaria immitis*; en sangre total canina. "Se debe cursar un test de antígeno 7 meses después del final de la temporada de transmisión anterior" (Tilley et al., 2009, p. 165).

"La mayor parte de los tests de antígeno positivos son el resultado de la presencia de hembras adultas de *Dirofilaria immitis* con 1 o más parásitos hembras, relacionado con el tracto reproductor del parásito" (Belerenian et al., 2007, p. 340).

La mayoría de los tests de inmunodiagnóstico (basados en ELISA) son semi-cuantitativos porque se cree que un test positivo rápido y fuerte está relacionado con concentraciones de antígeno más altas, para una explicación clara se detalla a continuación lo siguiente:

"Antigenemia baja indica una baja carga parasitaria de adultos y la reducción del riesgo de complicaciones tromboembólicas post-adulticidas" (Tilley et al., 2009, p. 165).

"Antigenemia alta puede ser el resultado de una gran carga de parásitos y puede indicar un incremento del riesgo de tromboembolismo; Sin embargo, grandes cantidades de antígeno liberadas por los parásitos muertos provocan una reacción al test rápida y fuerte, lo que no quiere decir necesariamente que la carga parasitaria sea alta" (Tilley et al., 2009, p. 165).

2.4.5.5. Otros métodos de diagnóstico

a) Electrocardiograma (ECG).- puede demostrar desvío del eje a la derecha (ondas S prominentes en derivaciones I, II, III y V3, indicativas de hipertensión pulmonar y dilatación del ventrículo derecho) o arritmias atriales o ventriculares en la dirofilariosis moderada a marcada (Coté, 2010, p. 442).

Pueden existir irregularidades del ritmo cardíaco, incluyendo fibrilación auricular, en perros con infestaciones severas.

b) Radiografía.- la radiografía torácica es la prueba más importante para determinar gravedad dirofilariosis, donde se puede encontrar arterias pulmonares dilatadas y, a veces, tortuosas, truncadas, esto es indicativo en patología severa (Coté, 2010, p. 442).

c) Ecocardiograma.- “se puede detectar evidencia de engrosamiento del ventrículo derecho y la arteria pulmonar mediante ecocardiografía bidimensional. Ocasionalmente se puede detectar gusanos en el ventrículo derecho, la arteria pulmonar principal y las arterias lobares izquierda/derecha” (Tilley et al., 2009, p. 169).

Es la prueba de elección para el diagnóstico del síndrome de la vena cava, ya que se puede evidenciar una masa de parásitos adultos que se encuentra en el orificio de la válvula tricúspide y en la vena cava (Tilley et al., 2009, p. 169).

“Las características ecocardiográficas de dirofilariosis severa incluyen: hipertrofia ventricular excéntrica derecha, aplanamiento septal, sub-carga del ventrículo izquierdo y de la aurícula izquierda, dilatación del segmento principal de la arteria pulmonar y arterias principales, finalmente regurgitaciones de alta velocidad de las válvulas tricúspide y pulmonar” (Tilley et al., 2009, p. 169).

2.4.6. Signos clínicos

2.4.6.1. Clasificación de la gravedad de la dirofilariasis

“La gravedad de la dirofilariasis está determinada por la carga parasitaria, la duración de la infestación y la respuesta del huésped a los parásitos. Las complicaciones pulmonares más severas están asociadas a infestaciones ocultas” (Tilley et al., 2009, p. 170).

Existen 3 clases relacionados a los signos clínicos del paciente y al daño de la arteria pulmonar como clase 4:

- **Clase 1:** paciente asintomático o signos leves.
- **Clase 2:** paciente con anomalías clínicas y radiológicas moderadas.
- **Clase 3:** paciente con normalidades clínicas y radiológicas severas, incluyendo fallo cardíaco congestivo (FCC) derecho.
- **Clase 4:** síndrome caval, es causado por la obstrucción del flujo sanguíneo hacia el corazón, causando hemólisis mecánica y fallo hepático (Tilley et al., 2009, pp. 170-171).

Tabla 11. Clasificación de la gravedad de la Dirofilaria basada en signos clínicos, examen físico y hallazgos radiológicos.

Clase	Signos clínicos	Examen físico	Hallazgos radiológicos
1 LEVE	Tos: ocasional o ausente.	Examen normal.	Sin lesiones.
2 MODERADO	Tos ocasional	Aumento de los sonidos pulmonares. Buena condición general.	Ligera dilatación de las arterias pulmonares. Densidad perivascular

			circunscrita más lesiones mixtas alveolo-intersticiales.
3 SEVERO	Tos persistente, intolerancia al ejercicio de moderada a severa, pérdida de peso, caquexia, distrés respiratorio, claro fallo cardíaco derecho, pérdida general de condición física.	Aumento de los sonidos pulmonares S2 acentuada o partida, galope apical derecho, taquipnea, disnea.	Dilatación de la arteria pulmonar de moderado a severo. Dilatación del ventrículo derecho (RV). Infiltrados pulmonares difusos y severos.

Tomado de Tilley et al., 2009, p. 171.

2.4.6.2. Signos generales:

Fiebre, caquexia, pérdida de la condición corporal, intolerancia al ejercicio, ictericia, distensión abdominal, ascitis, cianosis.

2.4.6.3. Signos cardiorespiratorios:

Son los más prominentes, va desde un cuadro asintomático, pasando por manifestaciones clínicas discretas, que incluyen tos crónica, disnea, letargo, mal estado general, síncope (asociado con un daño severo de la arteria pulmonar), distensión abdominal y muerte (Guerrero y Vollmer, 2009, pp. 32-33).

a) Hallazgos físicos: “pérdida de peso, soplo derecho (insuficiencia de la válvula tricúspide), desdoblamiento del segundo ruido cardíaco, ritmo de

galope, tos, crepitaciones pulmonares, disnea, sonidos cardíacos amortiguados, cianosis” (Thompson, 2008, pp. 73-74).

b) Insuficiencia cardíaca derecha: distensión/pulsación yugular, hepatoesplenomegalia, ascitis.

c) Tromboembolia pulmonar: disnea/taquipnea, fiebre, hemoptisis (expulsión de sangre por la boca).

Arritmias cardíacas/trastornos de la conducción (raros) Síndrome caval: ocurre con mayor frecuencia en primavera y comienzos del verano en machos de edad media y alojados en exteriores (Coté, 2010, p. 441).

d) Hallazgos de laboratorio: “eosinofilia, anemia no regenerativa, neutrofilia, basofilia, proteinuria, hiperbilirrubinemia, azotemia, trombocitopenia, hemoglobinuria” (Thompson, 2008, pp. 73-74).

2.4.6.4. Signos radiológicos:

“Dilatación del ventrículo derecho, segmento de la arteria pulmonar principal prominente, aumento del tamaño de la arteria pulmonar, curvatura de los vasos pulmonares, dilatación de la vena cava caudal, hepatoesplenomegalia, ascitis, derrame pleural, enfermedad pulmonar bronquial/intersticial” (Thompson, 2008, pp. 73-74).

2.4.7. Tratamiento

Existen principios activos que han demostrado capacidad preventiva. Se utiliza: Ivermectina, Milbemicina y Selamectina.

En pacientes clase 1 y 2 se usa:

2.4.7.1. Terapia adulticida:

Melarsomina-Immiticide, es un polvo liofilizado que no requiere refrigeración y tiene un tiempo de almacenamiento de al menos 2 años; con una eficacia del 96% luego de dos dosis; el 50% de la carga verminosa es destruida luego de una sola dosis (Coté, 2010, p. 442).

Tabla 12. Terapia adulticida (Immiticide).

Tratamiento	Contraindicaciones	Efectos secundarios
<p>Dosis: 2.5 mg/kg, 2 aplicaciones IV en vena periférica cada 24 horas y luego de 4 meses un test serológico.</p> <p>El antígeno se reduce al 1% de los niveles pretratamiento, y elimina los parásitos.</p> <p>Restringir actividad física durante 6-8 semanas.</p>	<p>Immiticide no debe ser administrado en gatos porque no existe un régimen seguro de la administración de dicho medicamento.</p> <p>En perros produce fallo hepático, el síndrome nefrótico, y el fallo renal grave.</p> <p>La combinación de FCC (fallo cardíaco congestivo) derecho e ictericia es una contraindicación al tratamiento.</p>	<p>Después de las inyecciones de Immiticide se ve una miositis leve de 1 a 3 días de duración (inflamación de los músculos esqueléticos).</p> <p>Un tercio de los perros presentan alguna hinchazón, y más raramente algún seroma estéril.</p> <p>Si la inyección de Immiticide causa reacción local, administrar antihistamínico.</p> <p>Una dosis excesiva de Immiticide puede producir edema pulmonar no cardiogénico.</p>

Tomado de Coté, 2010, p. 442 y Tilley et al., 2009, pp. 171-172.

Tabla 13. Recomendaciones para el tratamiento de la dirofilariasis con Melarsomina.

CLASE 1 ASINTOMÁTICO	CLASE 2 LEVE	CLASE 3 MODERADO	CLASE 4 GRAVE
Pacientes asintomáticos: no se observa signos clínicos.	Pacientes sintomáticos: tos leve.	Pacientes sintomáticos: tos, intolerancia al ejercicio.	Pacientes sintomáticos: Tos, disnea, hepatomegalia, síncope, obstrucción del flujo sanguíneo hacia el corazón, causando hemólisis mecánica y fallo hepático, finalizando con la muerte del animal.
Sin lesiones radiográficas.	Signos benignos a moderados.	Signos graves.	Síndrome caval.
2 inyecciones de melarsomina.	2 inyecciones de melarsomina.	1 inyección de melarsomina (2.5mg/kg IM), después de 1 mes:	No indicada.
Intervalo de 24 horas (2.5mg/kg IM).	Intervalo de 24 horas (2.5mg/kg IM).	2 inyecciones con intervalo de 24 horas.	

Nota: Tomando en cuenta, que la Melarsomina no hay en el país.

Tomado de Guerrero y Vollmer, 2009, p. 35.

2.4.7.2. Terapia adulticida (macrólidos):

Ivermectina y Selamectina: tienen eficacia del 40-100% cuando se administran en forma continua durante 18 y 31 meses, respectivamente. A una dosis de 6 a 12 mg/kg mensualmente (Coté, 2010, p. 443)

Los casos de filariosis con un tratamiento adecuado pueden eliminar los parásitos adultos de los pacientes (Junquera, 2011).

2.4.7.3. Terapia microfilaricida:

“La microfilaria debe ser eliminada, pero no es necesario administrar un microfilaricida rápido como interceptor. La eliminación gradual de la microfilaria sobre un período de 6 a 8 meses con la administración mensual de macrólidos es aceptable” (Tilley et al., 2009, p. 171).

Tabla 14. Terapia microfilaricida (Ivermectina-Milbemicina).

Tratamiento	Reacciones adversas en aproximadamente el 10%
Ivermectina-Cardotek: 0.05 mg/kg diluida 1:9 (1ml de Ivomec en 9ml de agua estéril), en 1 dosis de 1ml/20kg VO. Milbemicina-Milbemax: 0.5-0.99 mg/kg mensual VO.	Choque, depresión, hipotermia y vómito. Para evitar las reacciones adversas se puede utilizar Difenhidramina (2 mg/kg, IM) y dexametasona 0.25 mg/kg, IV.

Tomado de Coté, 2010, p. 443.

2.4.8. Prevención y control

La prevención de infestaciones con *Dirofilaria*, se basa en medicamentos preventivos y test periódicos para controlar la presencia de la infestación, la protección contra los mosquitos es otra opción de prevención y es posible si se eliminan aguas estancadas, también se recomienda utilizar aerosoles contra mosquitos, o mantener a los perros en el interior de la casa para evitar que salgan (Junquera, 2011).

En la actualidad, la prevención de la infestación por el verme del corazón consiste en la administración mensual, vía oral o tópica, de macrólidos o una inyección cada 6 meses de una formulación a partir de una lactona macrocíclica (Ivermectina y Selamectina) de liberación lenta a todos los perros expuestos a los mosquitos (Ettinger y Feldman, 2007, p. 1120).

El tratamiento preventivo de la dirofilariosis canina puede llevarse a cabo con uno de los siguientes medicamentos: Ivermectina (6 a 12 $\mu\text{g}/\text{kg}/\text{mes}$), Milbemicina oxima (500 a 999 $\mu\text{g}/\text{kg}/\text{mes}$), Selamectina (6mg/kg/mes), Moxidectina inyectable (170 $\mu\text{g}/\text{kg}/6\text{meses}$) (Guerrero y Vollmer, 2009, p. 35).

2.5. *Borrelia burgdorferi* (Enfermedad de Lyme)

Es una enfermedad bacteriana zoonótica que se da en los caninos, también afecta al ser humano y es producida por una espiroqueta llamada *Borrelia burgdorferi* sensu lato, del cual es transmitido por un vector (garrapata *Ixodes ricinus*, *Ixodes scapularis* e *Ixodes pacificus*) (Gómez y Guida, 2010, p. 398).

En algunos estados como Wisconsin, Minnesota y estados de la costa nordeste, la transmisión de borreliosis se da por la picadura de la garrapata del venado que a su vez se convierte en huésped de la espiroqueta, esta transmisión puede darse a los animales y humanos (Birchard y Sherding, 2000, p. 153).

2.5.1. Taxonomía

B. burgdorferi es fácil de aislar de las garrapatas, pero es difícil aislarlo de los pacientes clínicamente afectados.

Tabla 15. Taxonomía de *Borrelia burgdorferi*.

Reino:	Bacteria
Filo:	Spirochaetes
Clase:	Spirochaetes
Orden:	Spirochaetales
Familia:	Spirochaetaceae
Género:	<i>Borrelia</i>
Especie:	<i>B. burgdorferi</i>
	<i>B. recurrentis</i>
	<i>B. spp.</i>

Tomado de Charlie, 2009.

2.5.2. Etiología y Epidemiología

“El agente etiológico de la borreliosis en Norteamérica es *B. burgdorferi* sensus lato y fue identificado en 1982” (Osorio, 2001).



Figura 3. Garrapata Ixodes

Tomado de Barr y Bowman, 2008.

La mayoría de los casos de Borreliosis ocurren en el noreste y los estados centrales del Atlántico (representan el 83% de los casos humanos en 2002) y la parte superior de los estados centrales y el norte de la costa del Pacífico (Coté, 2010, p. 146).

Borrelia burgdorferi, es un bacilo gramnegativo que mide de 10 a 30 micras de largo y aproximadamente $0.2 \times 30 \mu\text{m}$. No presenta cápsula y posee una exotoxina que aumenta la permeabilidad capilar. Es unicelular, ligeramente entorchado, de hélice izquierda, es decir, que se enrosca en sentido de las manecillas del reloj (Delgado, 1993).

Tabla 16. Especies animales susceptibles a bacterias del género *Borrelia*.

Género	Rango de hospedadores							
	Especies	Bovino	Canino	Equino	Felino	Ovino	Porcino	Hombre
Borrelia	B. burgdorferi	-	++	-	-	-	-	++
	B. recurrentis	-	-	-	-	-	-	++
	B. theileri	++	-	++	-	-	-	-

Tomado de Greene, 2008, p. 465.

“Cada año se observan más de 20.000 casos de Borreliosis sólo en Estados Unidos. En Europa, la Borreliosis en personas y perros puede ser causada por *Borrelia burgdorferi*, *Borrelia garinii* o *Borrelia afzelii*” (Bowman, 2011, p. 247).

“Los ciervos son importantes como hospedadores para la alimentación de las garrapatas adultas y además sirven para mantener grandes poblaciones de garrapatas en un área, pero los ciervos no se consideran un hospedador reservorio competente para *B. burgdorferi*” (Bowman, 2011, p. 247).

Las especies de *Borrelia* no sobreviven libres en el ambiente, se vinculan con el huésped y se transmite entre huéspedes reservorios vertebrados y vectores artrópodos hematófagos. Dentro de Canadá la Borreliosis es endémica y en sureste, en Estados Unidos se observa en personas (Greene, 2008, p. 464).

Tabla 17. Vectores seleccionado para *Borrelia burgdorferi*.

ESPECIE	LOCALIZACIÓN GEOGRÁFICA	REFERENCIAS EN LA ALIMENTACIÓN		
		LARVAS, NINFAS	ADULTOS	PREVALENCIA DE LA INFECCIÓN
Norte <i>Ixodes scapularis</i> (previamente <i>Ixodes dammini</i>)	EE.UU. (Nueva Inglaterra, norte de la región centro-oeste)	Ratón de patas blancas (<i>Peromyscus leucopus</i>), pequeños mamíferos, aves	Ciervos, grandes mamíferos	<1% en larvas
				10-25% en ninfas
				10-50% en adultos
Sur <i>Ixodes scapularis</i>	EE.UU. (sudeste)	Lagartos	Lagartos (ocasionalmente mamíferos)	<1% en larvas
				<1% en ninfas
				<1% en adultos

Ixodes pacificus, Ixodes neotomae	EE.UU. (oeste)	Lagartos	Lagartos (ocasionalmente mamíferos)	1-5%
Ixodes ricinus	Europa (oeste y central)	Pequeños mamíferos, aves, ratones.	Ciervos, grandes mamíferos	10-25%
Ixodes persulcatus	Eurasia, República soviética	Pequeños mamíferos, aves	Ciervos, grandes mamíferos	10-25%

Tomado de Greene, 2008, p. 467.

“En países latinoamericanos como es el caso de América Latina y el Caribe existen hallazgos clínicos sobre la infección por *Borrelia burgdorferi* en diversos países como Argentina, Bolivia, Chile, Colombia y Venezuela. En estos se han llevado a cabo estudios de seroprevalencia y de búsqueda de la infección en humanos y animales, con intentos de aislamiento y detección molecular de las borrelias, que han permitido mostrar evidencias serológicas de la infección, pero que en la mayoría de los países no se han confirmado” (Stanchi, 1993, p. 307).

2.5.3. Patogenia

La transmisión de espiroquetas requiere que la garrapata se fije por 48 horas durante las cuales los microorganismos se multiplican y cruzan el epitelio intestinal hacia la hemolinfa, se diseminan a las glándulas salivales e infectan al huésped a través de la saliva de la garrapata, es probable que *Borrelia* se prolifere de manera local en la piel en el sitio de inoculación durante toda la infección, a partir de eso se replican y migran para infectar tejidos, órganos y articulaciones (Greene, 2008, p. 471).

Borrelia pueden evadir la eliminación inmunitaria en una forma indeterminada, después de unas cuantas semanas de la infección resulta difícil detectar o aislar *Borrelia burgdorferi* de líquidos del cuerpo o de órganos internos de huéspedes accidentales como los perros (Barr y Bowman, 2008, p. 155).

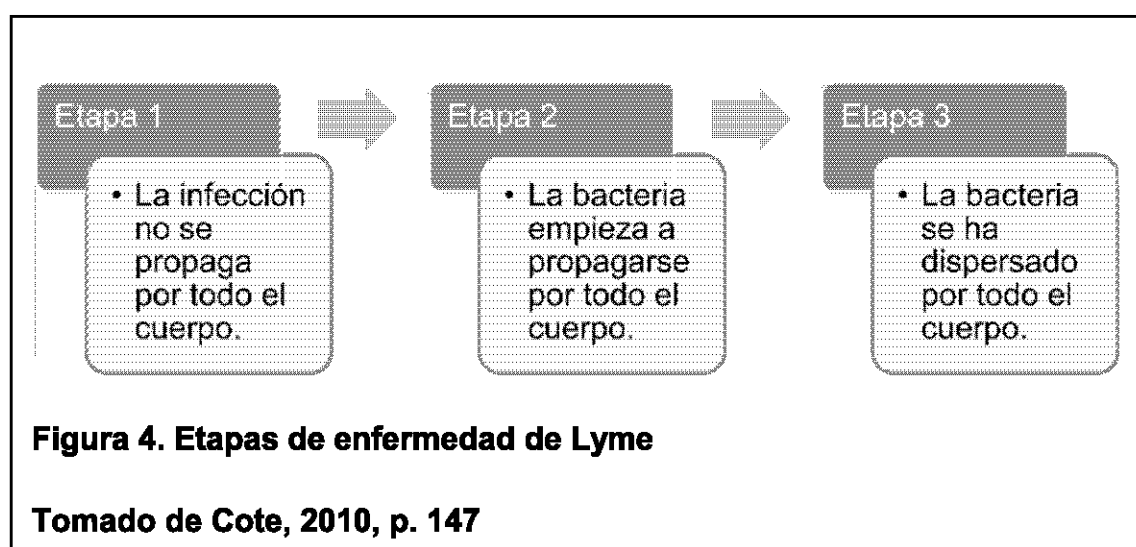
A medida que aumenta el número de garrapatas fijadas, y por consiguiente la cantidad de espiroquetas inoculadas, aumenta la probabilidad de que se desarrolle una enfermedad clínica; la inmunidad del huésped es importante en este aspecto (Greene, 2008, p. 471).

“La migración activa por los tejidos es más común que la diseminación pasiva vía hematológica. No todos los animales infectados después de una picadura de garrapata desarrollan enfermedad clínica. La enfermedad clínica es el resultado de la respuesta inflamatoria del propio huésped” (Greene, 2008, p. 471).

2.5.3.1. Periodo de incubación: 2 a 5 meses.

B. burgdorferi se encuentran en piel, músculos, tejidos conectivos, articulaciones y ganglios linfáticos. Rara vez se encuentra en líquidos corporales (sangre, LCR y líquido sinovial) (Barr y Bowman, 2008, p. 150).

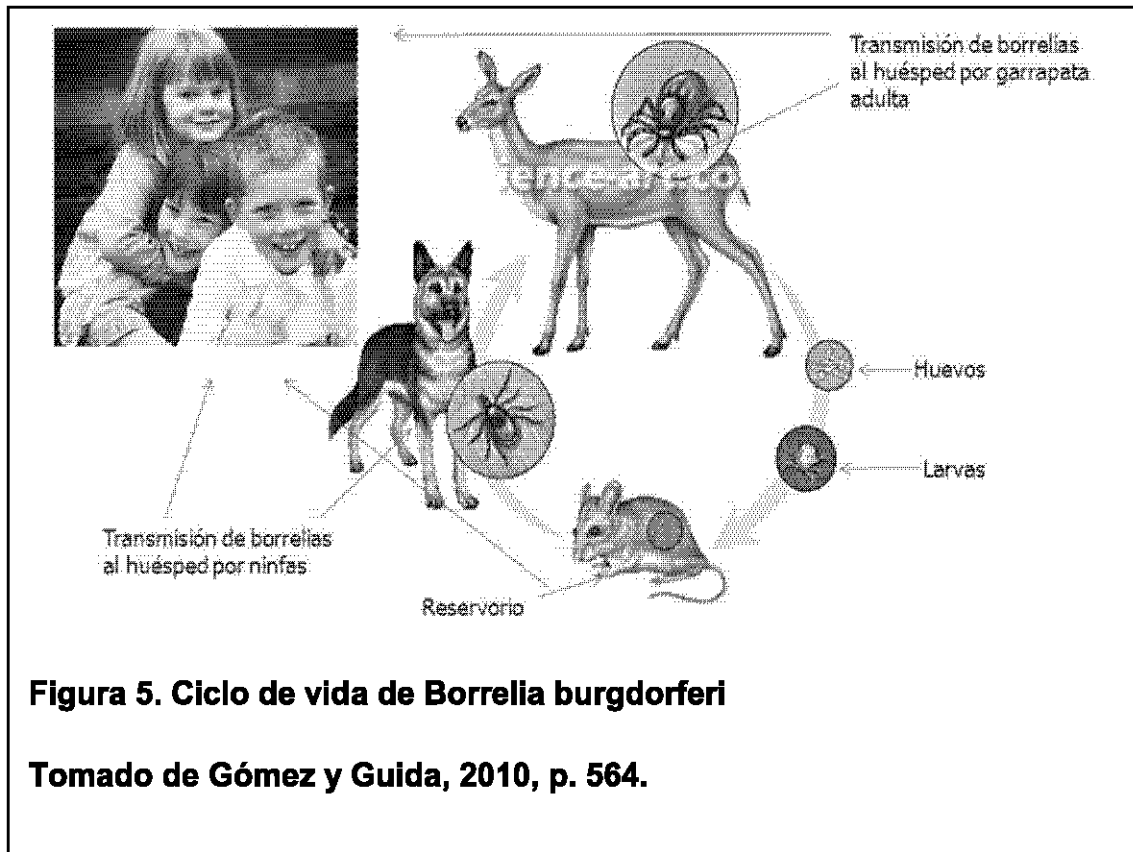
2.5.3.2. Etapas de la enfermedad de Lyme:



2.5.4. Ciclo de vida

Borrelia burgdorferi, tiene un ciclo de vida complejo, ya que circula entre vectores artrópodos y hospedadores vertebrados. *Borrelia* permanece en el lumen del intestino medio de la garrapata, luego pasa a las extremidades de las microvellosidades y espacios intercelulares del epitelio intestinal. Una vez que encuentre un hospedador, pasa a través del epitelio intestinal hacia la hemolinfa, alveolos de las glándulas salivales (donde se alimenta de 1-2 días), pasando a los conductos salivales y finalmente se disemina a los órganos diana (sistema nervioso, pulmones, hígado, estómago y riñones) (Rodríguez, 2013).

Las espiroquetas que han pasado la pared intestinal pueden producir infecciones sistémicas y la diseminación hacia las glándulas salivales ocurre después del ataque de la garrapata, por lo cual, es muy importante retirar rápidamente la garrapata para reducir el riesgo de infección, ya que se ha demostrado que la transmisión puede ocurrir en menos de 24 horas y algunas garrapatas pueden tener espiroquetas en sus glándulas salivales aun cuando no se han alimentado (Caride, 2012, p. 52).



2.5.5. Técnicas de apoyo diagnóstico

Se puede diagnosticar la enfermedad mediante anamnesis, exposición clínica, hallazgos patológicos al examen clínico y se corrobora la información con pruebas de laboratorio.

2.5.5.1. Cambios en evaluación hematológica y bioquímica:

En algunos casos no hay anomalías clinicopatológicas específicas, pero se puede encontrar problemas articulares (Gómez y Guida, 2010, p. 580).

En el momento de presentarse los signos clínicos hay anemia regenerativa con policromasia y reticulocitosis, los eritrocitos suelen ser macrocíticos y hipocrómicos (Gómez y Guida, 2010, p. 580).

“Perros con glomerulonefritis con pérdida de proteínas y por lo general se produce: uremia, hipercolesterolemia, hiperfosfatemia, hipoalbuminemia” (Barr y Bowman, 2008, p. 152).

2.5.5.2. Urianálisis:

Proteinuria patológica en casos de nefritis/nefropatía de Lyme.

2.5.5.3. Especímenes citológicos de articulaciones afectadas:

“Las articulaciones con afección aguda tendrán un aumento de volumen del líquido articular, el cual con frecuencia será sanguinolento” (Barr y Bowman, 2008, p. 152).

Los análisis del líquido articular pueden ayudar a establecer el diagnóstico; también la citología de los líquidos articulares de los perros con la enfermedad de Lyme pueden mostrar una inflamación neutrofílica (Birchard y Sherding, 2000, p. 154).

2.5.5.4. Cambios en frotis sanguíneo:

Se requiere frotis sanguíneos delgados y bien teñidos (Wright-Giemsa). En la fase aguda se observa anisocitosis, eritrocitos nucleados y elevada cantidad de cuerpos de Howell- Jolly (Coté, 2010, p. 147).

En frotis sanguíneo, aumento marcado del recuento de glóbulos blancos (GB), principalmente neutrófilos (Barr y Bowman, 2008, p. 152).

2.5.5.5. Pruebas serológicas:

“Al realizar ELISA detecta anticuerpos IgG mayor a 4,5 se considera positivo. Los títulos de anticuerpos aumentan después de 4-6 semanas de exposición a las garrapatas, la respuesta de IgG tiene su máximo después de 90-120 días y puede permanecer elevada durante 1 año” (Villiers y Blackwood, 2009, p. 684).

También se puede utilizar el test Snap 4Dx Plus (IDEXX®), mide anticuerpos contra la proteína C6 de *B. burgdorferi*, es una prueba conveniente y elimina las respuestas de anticuerpo a las vacunas para enfermedad de Lyme; sin embargo, recientemente se halló un 10% de reacciones falsas positivas con esta prueba en muestras de campo (Barr y Bowman, 2008, p. 152).

“Los resultados de títulos de anticuerpos falsos negativos son raros; sin embargo, los títulos positivos pueden ser el resultado de una infección anterior, una vacunación anterior o una reactivación inespecífica frente a otros organismos no causales o a enfermedades inflamatorias” (Birchard y Sherding, 2000, p. 154).

“En los animales evaluados con un título negativo y signos clínicos que sugieren la enfermedad por poliartritis inmunomediada, debe volver a realizarse la prueba de la enfermedad de Lyme al cabo de 1 mes” (Birchard y Sherding, 2000, p. 154).

“Los animales con títulos altos y sin signos clínicos que sugieran enfermedad pueden haber estado expuestos recientemente a *B. burgdorferi*. Es recomendable repetir la prueba en 1 mes; el aumento de título indica infección activa” (Birchard y Sherding, 2000, p. 154).

2.5.5.6. Evaluación radiológica:

“Radiográficamente, el derrame articular es evidente, pero normalmente hay pocas o ninguna prueba de enfermedad articular degenerativa” (Birchard y Sherding, 2000, p. 154).

2.5.6. Signos clínicos

Los signos clínicos presentes son: fiebre, claudicación en patas alternantes, tumefacción articular, linfadenomegalia, anorexia, y malestar general (Gómez y Guida, 2010, p. 684).

El signo clínico más habitual encontrado en los perros es la poliartritis. La artritis no erosiva crónica normalmente es subclínica, pero puede ser séptica inmunomediada debido a la presencia de la espiroqueta en el líquido sinovial.

2.5.6.1. Signos sistémicos:

Incluye: anorexia, pérdida de peso, letargia, linfadenopatías y fiebre; sin embargo, puede que el animal no muestre otros signos sistémicos aparte de claudicación (Birchard y Sherding, 2000, p. 153).

“En perros seropositivos con exposición natural suelen desarrollar signos agudos de fiebre (39,05-40,5°C), claudicación que va de un miembro a otro miembro, inflamación articular, linfadenomegalia, anorexia y malestar general, los cuales responden ante la administración de antimicrobianos” (Greene, 2008, p. 473).

La insuficiencia renal progresiva aguda y la glomerulonefropatía con pérdida de proteínas se han asociado a la enfermedad de Lyme en los perros, especialmente en perros de raza Labrador y Golden Retriever (Birchard y Sherding, 2000, p. 153).

2.5.6.2. Signos neurológicos (meningitis):

Las infecciones en animales incluyen: una leve meningitis focal, encefalitis y perineuritis (Greene, 2008, p. 474).

2.5.6.3. Signos articulares (artritis, claudicación):

- Fase aguda

“La poliartritis es el síndrome mejor documentado en forma experimental causado por la infección aguda por *B. burgdorferi* en perros. Es más probable que parte de la claudicación observada se deba a la diseminación del microorganismo a través de la piel, el tejido conectivo, las articulaciones y los músculos. Por lo general, los primeros miembros afectados son los más cercanos al sitio de fijación de la garrapata” (Greene, 2008, p. 473).

La artritis, puede estar acompañada de fiebre, anorexia y depresión. Los ganglios linfáticos poplíteos y/o cervicales superficiales y articulación de la rodilla tumefacta pueden inflamarse, en casos de perros infectados con enfermedad de Lyme (Barr y Bowman, 2008, p. 151).

- Fase crónica

“La poliartritis no erosiva crónica, la condición principal encontrada más en los animales con infecciones prolongadas que en los pacientes no tratados, puede persistir a pesar del tratamiento antimicrobiano en una frecuencia más baja. Se ha hallado lesiones en forma más constante en la piel, los tejidos linfáticos y las articulaciones, aun cuando el microorganismo puede ser aislado de otros tejidos y líquidos corporales” (Greene, 2008, p. 473).

- **Claudicación:**

La claudicación, puede durar sólo 3 o 4 días por lo cual una o más articulaciones pueden estar hinchadas, calientes y dolorosas a la palpación, perros afectados pueden caminar en forma rígida, con el lomo arqueado muy sensibles al tacto (Birchard y Sherding, 2000, p. 154).

El inicio de la claudicación puede corresponderse con el aumento de la temperatura corporal. La claudicación en un miembro en particular, a menudo dura unos pocos días y luego puede pasar a otro miembro diferente o desaparecer. A pesar de la naturaleza transitoria de la artritis, los cambios patológicos en las articulaciones son progresivos (Coté, 2010, p. 147).

2.5.6.4. Signos renales:

Una falla renal progresiva asociada con azotemia, uremia, proteinuria, edema periférico y efusiones hacia cavidades corporales, el cual este síndrome es más común en perros de raza Labrador y Golden Retriever dorados. La duración de la enfermedad clínica puede ser desde 24 horas hasta 8 semanas, con un comienzo súbito de anorexia, vómitos, diarrea, letargo y pérdida de peso (Greene, 2008, pp. 473-474).

2.5.7. Tratamiento

2.5.7.1. Tratamiento en fase aguda:

El mayor éxito se logra con el tratamiento en la fase aguda de la enfermedad, y en general se observa una mejoría dentro de las 24 a 48 horas después de iniciado el tratamiento.

Los compuestos esteroides pueden ayudar a aliviar muchas de las complicaciones dolorosas artríticas, glucocorticoides en dosis antiinflamatorias en caso de artritis crónica.

Además, la doxiciclina puede causar cambios antiinflamatorios inespecíficos en las articulaciones lesionadas y ha mostrado ser condroprotectora en las artritis no infecciosas en perros (Greene, 2008, p. 450).

La mayoría de los tratamientos se realiza durante un mínimo de 30 días, y los fármacos utilizados son: amoxicilina, azitromicina, ceftriaxona y doxiciclina.

La información del tratamiento está en la tabla 18.

2.5.7.2. Tratamiento en fase crónica:

Aquellos animales con enfermedad de Lyme más crónicas tienen menos probabilidades de mejorar o más probabilidades de tener recaídas, aun cuando el tratamiento continúe durante semanas o meses. Usar la mejoría clínica postratamiento como herramienta diagnóstica de borreliosis u otras causas de poliartritis bacterianas o rickettsiales es difícil, porque la fiebre, distensión articular y la claudicación pueden aparecer y luego desaparecer de manera esporádica. Además, algunos antibióticos, como las tetraciclinas, tienen efectos antiinflamatorios (Greene, 2008, p. 481).

Este tratamiento solo se requiere administrar en casos de nefropatía de Lyme, puede incluir una combinación de doxiciclina con inhibidores de la enzima convertidora de angiotensina (ej. Enalapril, 0,5 mg/kg, VO, cada 12-24 horas), aspirina en dosis baja (0,5 mg/kg, VO, cada 12 horas), ácidos grasos omega-3 (Coté, 2010, p. 147).

“Los glucocorticoides pueden agregarse, si hay sospecha de poliartritis inmunomediada (ej. Prednisona 2,2 mg/kg, VO, cada 24 horas, y disminuir en forma gradual hasta 0,5 mg/kg, VO, cada 24 horas); las dosis altas y el

tratamiento prolongado deben evitarse siempre que sea factible" (Coté, 2010, p. 147).

Tabla 18. Esquemas sugeridos en la administración de antibióticos para la enfermedad de Lyme.

Fármaco	Dosis	Vía	Intervalo (horas)	Duración (días)	Usos preferidos
Doxiciclina	10mg/kg	Oral	12	30	Estadio inicial de la enfermedad, artritis o manifestaciones neurológicas; no para cachorros ni gatitos
Amoxicilina	20 mg/kg	Oral	8	30	Estadio temprano de la enfermedad, artritis o manifestaciones neurológicas; pacientes jóvenes
Azitromicina	25mg/kg	Oral	24	10 a 20	Estadio temprano de la enfermedad
Penicilina G	22.000 U/kg	IV	8	14 a 30	Artritis persistente, manifestaciones neurológicas o carditis
Ceftriaxona	25 mg/kg	IV, SC	24	14 a 30	Fase neurológica o manifestaciones cardíacas tardías; artritis persistente
Cefotaxina	20 mg/kg	IV	8	14 a 30	Manifestaciones neurológicas
Cloranfenicol	15 a 25 mg/kg	Oral, SC	8	14 a 30	Manifestaciones neurológicas

Tomado de Greene, 2008, p. 481.

El fármaco de elección es la doxiciclina, debido a que es una tetraciclina liposoluble y a un bajo costo. Las ventajas de la liposolubilidad son que requiere una dosis más baja, la distribución en los tejidos es mayor y la penetración intracelular es mejor que la de la tetraciclina convencional. Para los animales en crecimiento, se recomienda la amoxicilina, debido a que la doxiciclina puede teñir las uñas, la piel y el esmalte de los dientes (Greene, 2008, p. 451).

2.5.8. Prevención y control

Evitar que los perros deambulen en entornos de infección de garrapatas, en los que la enfermedad de Lyme es común.

Los productos aplicados individualmente incluyen collares, polvos tópicos, champú, baños o espumas, atomizadores pipetas y compuestos orales. Los collares están impregnados con permetrina o amitraz, el cual estos compuestos han prevenido la transmisión de la infección por *Borrelia* a los perros expuestos a vectores (Greene, 2008, p. 483).

Las soluciones tópicas contienen selamectina, fipronil y permetrina. La selamectina tópica es efectiva para el control de *Rhipicephalus* y *Dermacentor*; sin embargo, no es tan efectiva como la permetrina (Coté, 2010, p. 148).

2.6. *Anaplasma phagocytophilum/platys*

La Anaplasmosis canina es una enfermedad transmitida por garrapatas *Ixodes* de las especies *scapularis*, *Ixodes pacificus* o *Ixodes ricinus* en América y Europa, que puede infectar a animales como (perros, gatos, ovejas, caballos, entre otros) y seres humanos (Valeirón, 2008).

- ***Ixodes scapularis***: vector en regiones altas del centro oeste y noreste de Estados Unidos.

- **Ixodes. pacificus:** vector en California y Columbia Británica.
- **Ixodes ricinus:** vector en Europa y el Reino Unido (Greene, 2008, p. 245).

2.6.1. Taxonomía

Anaplasma marginale, afecta a rumiantes de regiones tropicales y subtropicales, tiene importancia económica sobre todo en la explotación extensiva de los bóvidos (Buitrago y Pachón, 2008, p. 88).

Tabla 19. Taxonomía de *Anaplasma phagocytophilum/platys*.

Reino:	Bacteria
Phylum:	Proteobacteria
Clase:	Alphaproteobacteria
Orden:	Rickettsiales
Familia:	Anaplasmataceae
Género:	Anaplasma
	Ehrlichia
	Cowdria
	Neorickettsia
Especie:	<i>A. phagocytophila</i>
	<i>A. platys</i>
	<i>A. marginale</i>

Tomado de Ulrich y Zhulin, 2010.

2.6.2. Etiología y Epidemiología

Llamada también trombocitopenia cíclica infecciosa, es causada por dos protozoarios: *Anaplasma phagocytophilum* y *Anaplasma platys*, que infectan las plaquetas del perro, ambos son potencialmente mortales (Salinas, 2011).

- **Anaplasma phagocytophilum**, se denomina (Anaplasmosis granulocitotrópica canina), es un agente infeccioso intracelular obligada reportada en neutrófilos de caninos y humanos.
- **Anaplasma platys**, (anteriormente Ehrlichia platys) causa la trombocitopenia cíclica infecciosa en perros. Es un agente infeccioso intracelular descrito en seres humanos y animales que infecta específicamente plaquetas (Alleman y Couto, 2013).

En América del Sur se ha descrito la presencia de anaplasmosis en humanos mediante estudios serológicos realizados en Argentina y Brasil sin identificarse la especie involucrada. En Chile en el año 1974, se describió por primera vez la especie *Rhipicephalus sanguineus* (garrapata café del perro) y más reciente detectada en humanos sintomáticos, siendo actualmente su presencia masiva en los meses de primavera y verano en caninos de Arica y Temuco (Duncan, Hart, Armour, Dunn, y Jennins, 2008, p. 288).

La distribución de esta enfermedad sigue la misma provocada por *Borrelia burgdorferi* sensus lato. Son comunes las coinfecciones con estos dos organismos entre estas garrapatas, y es más probable que una aparición de enfermedad dentro de los 20 días de exposición a estas garrapatas se debe a *A. phagocytophilum* que a *B. burgdorferi*, que presenta un periodo de incubación más largo de hasta 60-90 días (Greene, 2008, p. 245).

En América del Norte, se encuentra *A. phagocytophilum* en las regiones altas del centro oeste y noreste de los Estados Unidos, y en las regiones de la costa occidental desde California a Columbia Británica.

2.6.3. Patogenia

Se requiere un tiempo mínimo de alimentación de 24 horas e incluso 48 horas o más para que las garrapatas *Ixodes* spp transmitan *A. phagocytophilum* a huéspedes mamíferos susceptibles, porque el periodo de incubación de la

enfermedad después de una mordedura de garrapatas es de (1 a 2 semanas) (Greene, 2008, p. 246).

Se da por la destrucción de células infectadas por la replicación de la bacteria. La destrucción endotelial resulta de un escape de sangre y un subsecuente daño tisular de los órganos y una pérdida de sangre en estos espacios. La respuesta inmunitaria es importante para la recuperación en la infección (Bowman, 2011, p. 245).

Anaplasma phagocytophilum y *Anaplasma platys*, son potencialmente mortales, infectando las plaquetas del perro.

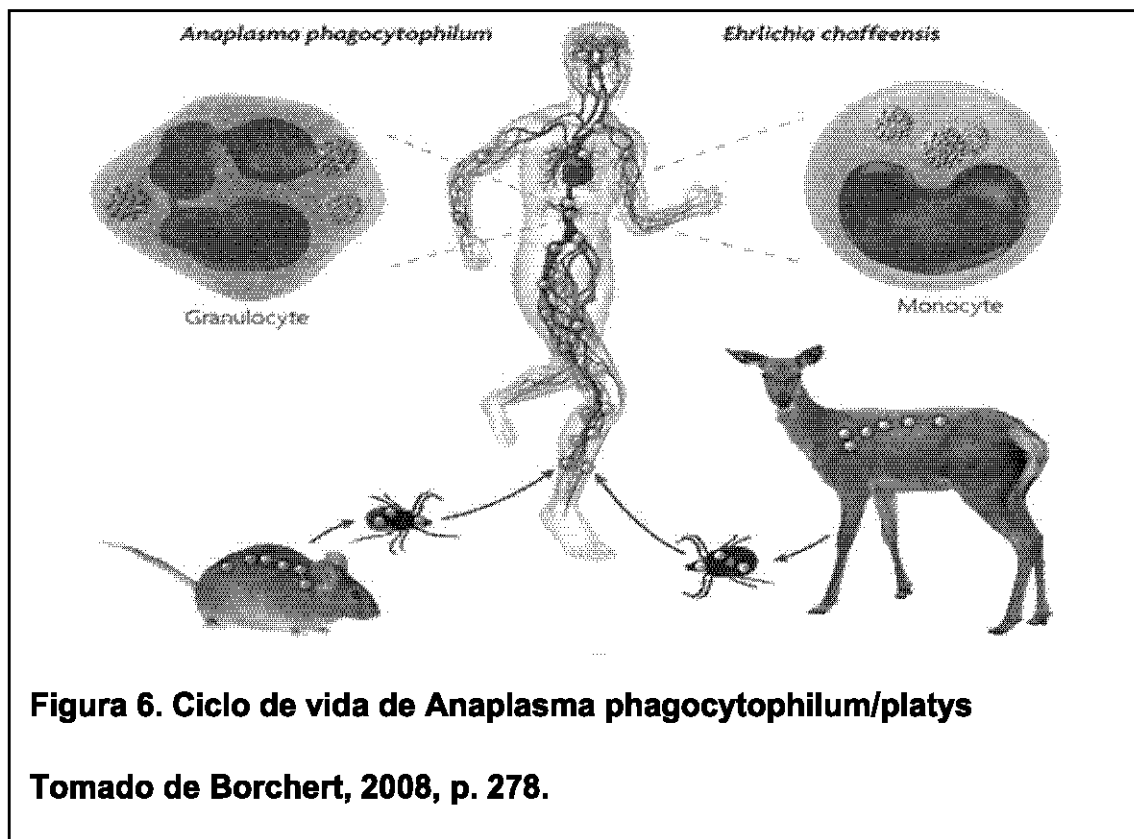
2.6.4. Ciclo de vida

Se ha descrito la transmisión de *Anaplasma phagocytophilum* de forma transtadial sólo entre garrapatas, sólo las etapas de ninfa y adulto son portadores potenciales de enfermedad (Santacruz, 2014, p. 8).

Anaplasma phagocytophilum infecta células progenitoras monocíticas y granulocíticas de la médula ósea, aunque las células más diferenciadas de la línea de neutrófilos son más susceptibles a infección. P-selectina es un receptor ligado de neutrófilo, después de unirse al receptor de superficie celular, *Anaplasma* ingresa a los neutrófilos vía endocitosis y se incorpora a los fagosomas (Greene, 2008, p. 246).

Después de la endocitosis *Anaplasma phagocytophilum* se multiplica por fisión binaria en el interior de los fagosomas, convirtiéndose en una mórula de neutrófilos o también de granulocitos eosinófilos. Las células infectadas por *A. phagocytophilum* pueden encontrarse en el torrente sanguíneo y los órganos hematopoyéticos (bazo, hígado, médula ósea) (Santacruz, 2014, p. 8).

Hay que tomar en cuenta que no es necesaria una infestación masiva de garrapatas para su transmisión, por lo cual las más pequeñas ninfas es muy fácil que pasen desapercibidas. Tanto es así es que el 20% de los propietarios de animales afectados afirman no haber visto nunca garrapatas en sus perros (Greene, 2008, p. 247).



2.6.5. Técnicas de apoyo diagnóstico

El diagnóstico de la enfermedad se basa en la anamnesis, presentación clínica, hallazgos patológicos al examen clínico y se confirma con las pruebas de laboratorio.

2.6.5.1. Cambios en evaluación hematológica y bioquímica:

Al realizar un hemograma se observa leucopenia (glóbulos blancos $<4,500/\text{mm}^3$), trombocitopenia (plaquetas $<150.000/\text{mm}^3$) y aumento de

las transaminasas, anemia no regenerativa caracterizada por oligocitemia y oligocromenia, neutropenia e hiperglobulinemia (Gómez y Guida, 2010, p. 320).

2.6.5.2. Cultivos de organismos:

Se cultivan in vitro todas las cepas de *A. phagocytophilum* en línea celular leucémica humana, células HL-60. Se utiliza este método en forma extensiva en laboratorio; sin embargo no se dispone de él en forma comercial (Greene, 2008, p. 249).

2.6.5.3. Pruebas serológicas:

Pruebas de ELISA indirecto consistente en un kit llamado Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®) para detectar anticuerpos contra *Anaplasma phagocytophilum* y *Anaplasma platys*; dicha prueba es cualitativa y presenta una sensibilidad del 98% aunque dependiendo de la cantidad de títulos puede verse más fuerte la reacción de coloración durante el procedimiento, o muy tenue si la reacción de aglutinación fuera moderada en caso de haber pocos títulos.

Los títulos de anticuerpos a *A. phagocytophilum* pueden revertirse a niveles no detectables (negativos) para el séptimo u octavo mes posterior a infección canina experimental aguda o pueden permanecer detectables a niveles bajos durante 7 u 8 meses por lo menos (Greene, 2008, p. 248).

Se ha evaluado reactividad cruzada serológica entre *A. phagocytophilum* y otros microbios, en especial otros agentes transmitidos por garrapatas. La reactividad serológica cruzada es fuerte entre cepas de *A. phagocytophilum* y *ehrlichia* (*E. canis*, *E. ewingii* o *E. chaffeensis*) y no existe reactividad serológica cruzada entre *A. phagocytophilum* y *B. burgdorferi*, *Bartonella* spp o *R. ricettsii* (Greene, 2008, p. 249).

Los sueros de perros infectados en forma experimental con *A. platys* cambian de negativo a positivo en coincidencia con el punto máximo de la primera parasitemia o poco tiempo después (Greene, 2008, p. 258).

Es probable que la evidencia de reacciones serológicas positivas a ambos organismos en muestras séricas de algunos perros represente infecciones combinadas, dado que otros perros muestran títulos positivos a uno solo de los agentes (Beer, 1999).

2.6.6. Signos clínicos

El inicio de la enfermedad tiene lugar a los 5-21 días de la picadura y los signos más frecuentes en caninos son fiebre alta (40-41°C), claudicación en patas alternantes, tumefacción articular, linfadenomegalia, anorexia, proteinuria y malestar general. Con menor frecuencia se describen vómitos, anorexia, dolor abdominal, pérdida de peso, diarrea y alteraciones del estado mental (Bayard et al, 2008).

2.6.6.1. Signos articulares:

Al igual que en la enfermedad de Lyme, los perros pueden percibir dolor o inflamación en las articulaciones. El dolor puede estar presente más en las extremidades posteriores y la hinchazón puede ser extrema, lo que causa que algunos perros tengan incomodidad cuando tratan de moverse, pero también en ciertos casos no se pueden movilizar (Gittins, 2013).

2.6.6.2. Cambios en el comportamiento:

La anaplasmosis puede conducir a cambios en el comportamiento, manifestándose depresión o letargo (Gittins, 2013).

2.6.6.3. Pérdida de apetito:

En algunos perros, *Anaplasma phagocytophilum* puede causar pérdida de apetito, lo que conlleva pérdida de peso (Gittins, 2013).

2.6.6.4. Trastornos de sangrado:

La Anaplasmosis desarrolla contusión severa de la piel, sangrado de la nariz y la presencia de sangre en la orina (Gittins, 2013).

2.6.6.5. Signos neurológicos:

Dolor de cuello, convulsiones y ataxia. Los signos de ataxia canina incluyen una pérdida de equilibrio después de un brusco movimiento, temblores y un cambio en la marcha (Gittins, 2013).

Las convulsiones en los perros a menudo se manifiestan como un movimiento muscular incontrolable, acompañado de una pérdida temporal de control sobre los movimientos intestinales (Gittins, 2013).

2.6.7. Tratamiento

Para el tratamiento específico de anaplasmosis se utiliza tetraciclinas. La más utilizada es la Doxiciclina y Minociclina.

El Imidocarb también es efectivo contra el *Anaplasma* con dosis de 3 mg/kg de peso, IM, repetir a los 14 días (Prieto, 2010).

El tratamiento para caninos administración de Doxiciclina VO, dosis de 10 mg/kg VO, BID durante 1 mes, pudiendo prolongar el tratamiento en casos más graves.

Para cachorros menores de 1 año, puede utilizarse cloranfenicol para evitar los dientes amarillos.

La mayoría de los perros responden rápidamente al tratamiento y con frecuencia, son normales desde el punto de vista clínico 24 a 48 horas después del inicio de aquél tratamiento, pero los dueños informan que, en ocasiones, se necesitan semanas o años para que los animales se recuperen por completo (Greene, 2008, p. 249).

Los tratamientos de apoyo (cardiotónico, antihistamínicos, soluciones parenterales, vitamínico y minerales) son importantes para la recuperación del animal, pero es importante realizarlos en el momento de la administración de la medicación específica (Marqués, 2011, p. 28).

Tabla 20. Tratamiento para Anaplasmosis phagocytophilum/platys.

Fármaco	Dosis (mg/kg)	Vía de administración	Intervalo (horas)	Duración (días)
Tetraciclina	22	VO	8	14-21
Doxiciclina	5-10	VO/IV	12-24	10
Minociclina	10	VO/IV	12	10
Cloranfenicol	15-25	VO/IV/SC	8	14-21
Enrofloxacina	5	VO/IV/SC	8	14-21

Nota: El uso de Enrofloxacina son para infestaciones por E. canis que tienen apariencia eficaz contra A. platys.

Tomado de Greene, 2008, pp. 244-259.

2.6.8. Prevención y control

Como se mencionó anteriormente la prevención y control va dirigido a los vectores.

De acuerdo a la importancia en salud pública se aconseja examinar a los animales regularmente para estar seguros que se elimine cualquier garrapata visible y se repite el tratamiento en caso de considerarlo apropiado (Buitrago y Pachón, 2008, p. 18).

Evitar o limitar el acceso a zonas con una alta densidad de garrapatas o en épocas del año (verano y zonas húmedas) donde se sabe que la actividad de la garrapata es más elevada.

Es importante tener mucho cuidado con la utilización de material descartable (jeringas, agujas, guantes) o desinfectar todos los utensilios que puedan contaminarse con sangre (pinzas) (SENASA, 2008).

Capítulo III

3. Materiales y Métodos

3.1. Diseño de estudio

La investigación es un estudio de corte transversal, descriptivo, observacional y analítico. El trabajo se ha diseñado para estimar la prevalencia de las enfermedades hemoparasitarias en muestras sanguíneas extraídas de la población canina que acuden a clínicas veterinarias de la zona urbana de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas. Para obtener un mejor análisis clínico cada muestra sanguínea estará acompañada por la anamnesis de cada paciente.

Para el análisis de los resultados se han considerado: la determinación del tamaño de muestra y se ha registrado la información a través de una ficha de identificación clínica (ver Anexo 2). Los resultados han sido procesados estadísticamente a través de tablas de frecuencias, gráficos, análisis porcentual. Adicionalmente se ha utilizado la prueba Ji cuadrado para determinar si existe dependencia entre variables, se medirá la prevalencia real de cada enfermedad mediante la fórmula de Rogan-Gladen (se obtiene el valor estimado) y mediante el estimador Epitools, 2014 (se calculan los límites de confianza para las estimaciones de prevalencia real, mediante la sensibilidad y especificidad de cada enfermedad, en este caso las enfermedades que diagnostica el Snap 4Dx Plus (IDEXX®).

$$P = \frac{p' + S_p - 1}{S_e + S_p - 1}$$

(Rogan-Gladen, 1978)

(Ecuación 1)

Donde:

- **Valor de p'**: corresponde al valor de la prevalencia aparente.
- **Valor de Sp**: corresponde a la especificidad de cada enfermedad con relación a la prueba diagnóstica (Snap 4Dx Plus-IDEXX®).
- **Valor de Se**: corresponde a la sensibilidad de cada enfermedad con relación a la prueba diagnóstica (Snap 4Dx Plus-IDEXX®).

El diagnóstico se realizará mediante "Snap Diagnóstico 4Dx Plus" (IDEXX®), conforme al protocolo que más adelante se indica.

La recolección de muestras sanguíneas y análisis de las mismas, se realizó de lunes a sábado de 10am hasta 7pm, desde el 10 de abril hasta el 18 de julio de 2013.

3.2. Ubicación geográfica

Esta investigación se realizó con un primer procedimiento de toma de muestras sanguíneas de caninos en diez clínicas veterinarias registradas en Agrocalidad y ubicadas en la zona centro urbano de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas.

La provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas está situada en los flancos externos de la cordillera occidental, así como en la planicie costera inferior a 1000 msnm (IEEFA, 2012) (ver Anexo 4).

Tabla 21. Ubicación geográfica de Santo Domingo de los Tsáchilas.

PROVINCIA	Santo Domingo de los Tsáchilas
CAPITAL	Santo Domingo
UBICACIÓN	A 133 Km. de Quito
EXTENSIÓN	3.523 Km ²
ALTITUD	655 msnm
TEMPERATURA MEDIA	22,9° centígrados
CLIMA	Tropical Húmedo
POBLACIÓN	450.000 habitantes
POBLACIÓN CANINA ESTIMADA	53.000 caninos (Dirección de Salud de Santo Domingo, 2013).

Tomado de Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal de Santo Domingo, 2013).

Tabla 22. Límites de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas.

NORTE	Provincia de Esmeraldas y los cantones Puerto Quito y San Miguel de los Bancos
SUR	Provincias de los Ríos y Cotopaxi
ESTE	Cantones Quito y Mejía
OESTE	Provincia de Manabí

Tomado de Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal de Santo Domingo, 2013).

La ubicación geográfica de estas enfermedades es mundial aunque con mayor frecuencia estas enfermedades se encuentran ampliamente distribuidas en climas húmedos tropicales; como es el clima de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas, donde se encuentra garrapatas y enfermedades zoonóticas, causando efectos negativos en la salud de los animales y en la salud pública.

3.3. Muestreo y procesamiento:

3.3.1. Cálculo del tamaño de muestra

Para el cálculo del tamaño de muestra se ha considerado la población, que corresponde a la cantidad de perros domésticos que existen en Santo Domingo de los Tsáchilas, para lo cual, según la Dirección de Salud de Santo Domingo (2013), en la ciudad existen 53.000 perros, en base a las vacunaciones contra la rabia que se efectúan cada año, a través del Programa Ampliado de Inmunizaciones (PAI). Sin embargo no disponen de una estadística de los perros existentes en las calles.

La fórmula para la determinación de la muestra es:

$$n = \frac{N * Z^2 * P * Q}{(N - 1) * e^2 + Z^2 * P * Q}$$

(Webster, 2006)

(Ecuación 2)

Donde:

- **Valor de N:** corresponde al tamaño de la población: 53.000 perros.
- **Valor de Z:** representa el número de desviaciones estándar con respecto a la media para un nivel de confianza determinado. Para el estudio se ha seleccionado un nivel de confianza o seguridad del 90%. De acuerdo a este nivel de confianza el valor correspondiente será igual a 1,645.
- **Valor de P y Q:** representa el valor de prevalencia, que deberá considerar el porcentaje de perros con enfermedades hemoparasitarias de acuerdo a estudios previos, para lo cual se obtuvo información porcentual de acuerdo a los veterinarios del sector, cuyo valor promedio fue de 15%, por tanto el valor de P será de 0,15 (ocurrencia) y Q= 1 – P (no ocurrencia).
- **Valor de e:** representa el error permisible considerado para el estudio, siendo aceptable hasta un 6% de acuerdo a los limitantes de la

investigación, con lo cual el valor de e en proporción es: 0,06 (Webster, 2006).

De esta manera se obtiene el tamaño de la muestra necesaria para obtener un estudio con un 90% de confianza y posible error porcentual máximo de +/- 6%.

$$n = \frac{53.000 \cdot (1,645)^2 \cdot 0,15(1-0,15)}{(52.999) \cdot 0,06^2 + 1,645^2 (0,15)(1-0,15)}$$

$$n = 100,36 \approx 100$$

La muestra obtenida se repartió aleatoriamente entre las clínicas de la ciudad donde se realizó los análisis (ver tabla 24).

Para el trabajo de campo, se muestrearon 100 caninos que frecuentan a las clínicas veterinarias de la zona urbana de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas.

El procesamiento de muestras y análisis de las mismas se realizó en clínicas veterinarias, por medio de consulta bajo previa notificación con cita.

Los caninos se distribuyeron en 3 grupos de acuerdo a su edad, los animales muestreados comprenden entre dos meses a doce años de edad sin distinción de sexo; para así poder analizar un rango más amplio de pacientes que podrían presentar enfermedades hemoparasitarias y determinar de mejor manera la prevalencia en la zona, dicho rango de edad debido a que no hay una edad específica para la adquisición de ectoparásitos, cualquier animal de cualquier edad está expuesto a las mismas, tomando en cuenta la anamnesis de cada paciente.

Al momento de la consulta, se realizó al propietario una encuesta directa con preguntas para conocer aspectos relacionados con el manejo y medicina preventiva del perro que podrían favorecer la presencia o ausencia de animales

expuestos a garrapatas; con el fin de verificar si ha estado infestado por garrapatas anteriormente, si ha recibido algún tratamiento específico, si ha recibido productos externos preventivos, describiendo minuciosamente el estado físico de cada paciente y determinando el lugar donde habita sea en zona urbana o rural, ya que esto permite establecer si hay contacto o presencia de garrapatas para infestar al animal.

La información de los resultados de estudios de laboratorio mediante el Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®), así como la obtención de las encuestas e historias clínicas, se archivó en hojas de trabajo de campo y se procesó en una base de datos para su respectivo análisis e interpretación.

Para analizar los resultados, estadísticamente se procedió a dividir la población en 3 grupos estándares de edades desde cachorros hasta geriátricos, para así poder determinar la prevalencia por edades, ya que todas las edades son predisponentes a enfermedades hemoparasitarias:

- **Grupo A** - Cachorros: 2 – 6 meses
- **Grupo B** - Adultos: 7 meses – 7 años
- **Grupo C** - Geriátricos: 8 años – 12 años

3.4. Materiales

3.4.1. Material biológico:

Sangre de caninos comprendidos entre dos meses a doce años de edad, en clínicas veterinarias urbanas de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas (ver Anexo 10).

3.4.2. Material de campo

3.4.2.1. Generales:

Los materiales utilizados (ver Anexo 11).

- Mandil
- Filipina
- Marcadores
- Ficha de identificación clínica de cada paciente
- Hoja de registro de resultados de cada paciente
- Esferos
- Mesas y sillas
- Basureros
- Tijeras
- Espadrapo
- Carpetas

3.4.2.2. Para toma de muestras:

Materiales a utilizar (ver Anexo 12)

- Guantes de diagnóstico
- Rasuradora
- Torundas de Algodón
- Jeringuillas de 3ml
- Agujas hipodérmicas calibre # 23G
- Tubos Vacutainer con EDTA de 1ml (Minicollect®) - 3.7 % de EDTA (Enzifarma, 2009)
- Torniquete para uso en pequeños animales
- Agua oxigenada

- Alcohol antiséptico
- Cooler

3.4.3. Materiales de laboratorio:

Materiales a utilizar (ver Anexo 13)

- Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®)
- Pipeta desechable
- Tubo ensayo desechable
- Conjugado para la muestra

3.5. Métodos de campo

Se seleccionó 100 caninos, comprendidos entre dos meses a doce años de edad, que acuden a clínicas veterinarias urbanas de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas.

3.5.1. Medio informativo (Tríptico):

La información de esta investigación acerca de las enfermedades hemoparasitarias y el uso del Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®), fue brindada a los propietarios de las mascotas, proporcionando información acerca del estudio a realizarse, explicando los tipos de hemoparásitos que puede afectar a los caninos, signos clínicos, diagnóstico, tratamiento y prevención de enfermedades transmitidas por vectores (que se debe hacer y que no se debe hacer cuando hay presencia de garrapatas, pulgas, mosquitos, etc.) (ver Anexo 1).

3.5.2. Protocolo de la fase de campo:

- Obtener la muestra de sangre de la vena cefálica de cada paciente, bajo previa notificación con cita.
- Consignar una ficha de identificación clínica de cada paciente con datos del propietario, paciente, examen físico y datos relevantes como presencia de ectoparásitos, tratamientos efectuados, vacunas y desparasitaciones (ver Anexo 2), también una hoja de registro de resultados de cada paciente (ver Anexo 3).
- Identificar el tubo de ensayo, para evitar confusiones en el registro final con el paciente contagiado de hemoparásitos.

3.5.2.1. Consideraciones generales para la toma de muestras sanguíneas:

- Utilizar material estéril.
- Desinfectar la zona con alcohol antiséptico.
- Rasurar si es necesario.
- El bisel de la aguja siempre debe estar hacia arriba, para permitir el paso de sangre.
- En caso de que se tome muestra sanguínea de la vena yugular, colocar la aguja con el bisel hacia arriba formando un ángulo de 45 grados.
- Para ésta investigación, se utilizó la vena cefálica.
- Se realiza presión en el miembro anterior derecho o izquierdo con la ayuda de un torniquete para visualizar la vena cefálica (ver Anexo 6).
- Con una jeringa de 3ml, se procedió a la extracción de sangre, aproximadamente solo se necesita de 1-3 ml de sangre venosa periférica para procesar la muestra en el Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®) (ver Anexo 7).
- Se aplica presión en el punto de punción durante unos minutos.
- Posteriormente se comprueba que no haya hemorragia en dicho punto.

- Retirar la aguja de la jeringuilla antes de llenar el tubo vacutainer de 1ml (Minicollect®) con EDTA al 3.7%, la muestra obtenida del paciente se trasvasa al tubo vacutainer por las paredes para evitar hemólisis (ver Anexo8).
- Homogenizar la sangre que se encuentra en el tubo vacutainer con el anticoagulante (EDTA) para evitar la formación de coágulos (ver Anexo 9).
- Identificar el tubo de ensayo, para evitar confusiones en el registro final con el paciente contagiado de hemoparásitos.

3.5.3. Ficha de identificación clínica y registro de resultados de cada paciente:

Para el mejor manejo de información en caninos, realizándose el llenado de ficha de identificación clínica con la información del propietario y su mascota, como por ejemplo nombre, teléfono, dirección, vacunas, desparasitaciones, tipo de alimentación, tomando en cuenta la anamnesis de cada paciente y un minucioso examen físico, con el fin de verificar si ha estado infestado por garrapatas anteriormente, si ha recibido algún tratamiento específico, si ha recibido productos externos preventivos, describiendo minuciosamente el estado físico de cada paciente y determinando el lugar donde habita sea en zona urbana o rural, ya que esto permite establecer si hay contacto o presencia de garrapatas (ver Anexo 5).

3.5.4. Protocolo de la fase de laboratorio:

- Los Snaps Diagnósticos deben seguir una cadena de frío, refrigeración de 0-4°C, por lo tanto se trasladarán al sitio de extracción (clínicas veterinarias) en un cooler que mantenga la temperatura adecuada (ver Anexo 14).
- Para realizar la prueba debe dejarse el Snap que se equilibre a temperatura ambiente (18-25 °C) durante 20 a 30 minutos. No hay que calentar las muestras (ver Anexo 15).

- La muestra es procesada inmediatamente en el dispositivo "Snap Diagnóstico 4Dx Plus" (IDEXX®), ya que los parásitos en la sangre pueden estar vivos máximo hasta 20 minutos después de la extracción de la sangre, tomando en cuenta el procedimiento para el análisis de las muestras de cada paciente (ver Anexo 16).

3.5.4.1. Componentes del Snap 4Dx Plus (IDEXX®):

El dispositivo Snap 4Dx Plus, viene con los materiales necesarios para el procedimiento de las muestras, por ejemplo:

- Pipetas desechable de transferencia
- Tubo de ensayo desechable de muestra
- Rejilla de reactivos
- 1 frasco de conjugado anti *Dirofilaria immitis*, *Anaplasma phagocytophilum*/*Anaplasma platys*, *Borrelia burgdorferi*, *Ehrlichia canis*/*Ehrlichia ewingii* (Conservado con gentamicina y Kathon) (IDEXX Laboratorios, 2013).

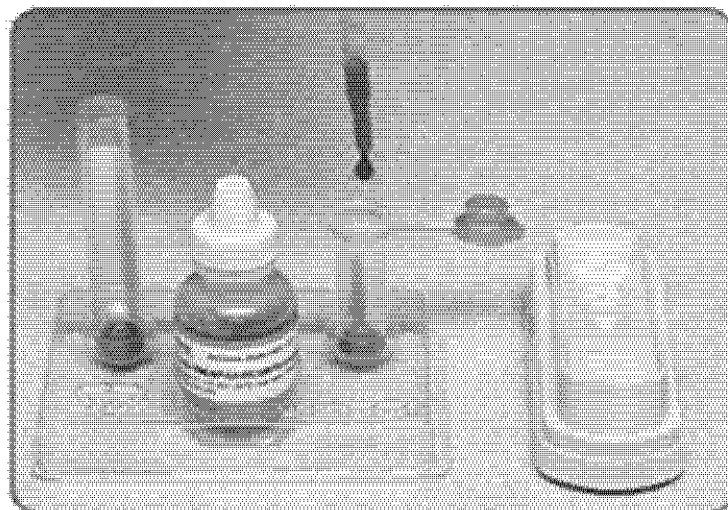


Figura 7. Componentes del Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®)

Tomado de IDEXX Laboratorios, 2013.

El empleo de antígenos purificados proporciona una especificidad y sensibilidad superiores respecto a los tests que emplean células enteras (IFI y Western blot), porque la tecnología basada en péptidos del test snap únicamente permite evaluar la presencia de anticuerpos muy específicos, lo que ayuda a eliminar los falsos positivos (Russell y Gloss, 2004, pp. 101-104). Esta prueba puede usarse con suero, plasma o sangre entera, en el estudio se utilizó sangre entera con anticoagulante, porque no se dispone de centrifuga en las clínicas veterinaria de la ciudad.

3.5.5. Técnica de ELISA:

La técnica ELISA es una prueba de unión primaria que mide la unión antígeno-anticuerpo. Es un procedimiento de ensayo inmunoenzimático, se basa en la detección de un antígeno inmovilizado sobre una fase solida mediante anticuerpos que producen una reacción cuyo producto, por ejemplo un colorante, puede ser medio espectrofotométricamente (Ramsey y Tennant, 2006, p. 6).

El método ELISA es una técnica altamente sensible y de gran especificidad, está siendo utilizada como primer sustituto de la técnica de Radioinmunoensayo en la medición de hormonas, inmunoglobulinas, antígenos y anticuerpos en infecciones bacterinas, micóticos, parasitarias como es el caso de la identificación de hemoparásitos mediante Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®). Esta técnica presenta además una buena reproductibilidad y factibilidad en la interpretación de resultados (Ramsey y Tennant, 2006, p. 7). Se pueden analizar diversas muestras como saliva, sangre o lagrimas; sin embargo, la muestra más utilizada es el suero o sangre entera.

3.5.5.1. Determinación de antígenos:

La modalidad más frecuente del método ELISA para la determinación de antígenos es el modelo ELISA "sándwich". En esta forma la placa suele ya

venir con un anticuerpo fijado (monoclonal o policlonal) frente al antígeno problema, sobre el que se añadirá el macerado del órgano sospechoso, que en caso de reaccionar con el anticuerpo de la placa, será puesto en evidencia tras la adición del segundo anticuerpo marcado con la enzima. Por último, se añade el sustrato para revelar la reacción (Shelly, et al, 2011, p. 403).

3.5.5.2. Determinación de anticuerpos:

Para la determinación de anticuerpos específicos frente a un determinado antígeno se utilizan normalmente las siguientes modalidades del método ELISA:

3.5.5.3. ELISA indirecto:

Es el método más utilizado para la determinación de anticuerpos. Básicamente, consiste en la inmovilización a la placa ELISA del antígeno (en los kits o snaps ya viene fijado) del que queremos conocer si en el suero problema existen anticuerpos específicos.

El Snap ELISA 4Dx es un ensayo inmunoenzimático competitivo donde los anticuerpos de una enfermedad se ligan con los antígenos de la misma, que están sembrados en pozos o tiras de filtro (cromex), por lo cual al momento de depositar en el pocillo la sangre entera más el conjugado, la muestra corre por el cromex corriendo los puntos de reacción hasta alcanzar la ventana testigo de resultados (Ramsey y Tennant, 2006, p. 8).

Según el Laboratorio IDEXX (2013), menciona que el dispositivo Snap 4Dx Plus; es capaz de detectar anticuerpos de *E. canis*, anticuerpos de *Anaplasma phagocytophilum*, anticuerpos de *Borrelia burgdorferi* y antígeno de *Dirofilaria immitis*. El Snap 4Dx Plus (IDEXX®), demostrando especificidad y sensibilidad máxima a distintas enfermedades que se encuentran en el dispositivo, el cual consiste en un sistema de inmunoanálisis enzimático (ELISA) basado en un

anticuerpo de captura inmovilizado en un filtro de membrana. La muestra se hace fluir a través de la membrana de nailon con gran capacidad inmovilizante, la cual se fija en una base conectada a un lecho absorbente, seguida en secuencia y en momentos específicos de reactivos, incluidos conjugado de anticuerpo marcado, solución de lavado y solución de sustrato. La reacción positiva se visualiza como un punto coloreado de azul.

Tabla 23. Sensibilidad y Especificidad de las enfermedades diagnosticadas mediante Snap 4Dx Plus (IDEXX®).

Enfermedades hemoparasitarias (Snap 4Dx)	Sensibilidad	Especificidad
Ag. <i>Dirofilaria immitis</i>	99.2%	100%
Ac. <i>Ehrlichia canis-ewingii</i>	98.8%	100%
Ac. <i>Borrelia burgdorferi</i>	96.2%	100%
Ac. <i>Anaplasma phagocytophilum-platys</i>	99.1%	100%

Tomado de IDEXX Laboratorios, 2013.

3.5.6. Procedimiento de análisis de las muestras sanguíneas mediante “Snap Diagnóstico 4Dx Plus” (IDEXX®) (ver Anexo 17)

- Con la pipeta del Snap, verter 3 gotas de muestra (ya sea suero, plasma o sangre entera) en un tubo de ensayo nuevo. En este caso se utilizará sangre entera por facilidad, ya que en las clínicas veterinarias no disponían de centrífuga.
- Agregar 4 gotas de conjugado al tubo de ensayo, sosteniendo la botella en posición vertical.
- Tapar el tubo de ensayo y mezclarlo a fondo, invirtiéndolo entre 3 y 5 veces.
- Colocar el dispositivo “Snap Diagnóstico 4Dx Plus” (IDEXX®) sobre una superficie horizontal. Agregar todo el contenido del tubo de ensayo en el pocillo de muestra, teniendo cuidado de no verter el contenido fuera de dicho pocillo.

- La muestra fluirá por la ventana de resultados, alcanzando el círculo de activación en aproximadamente 30-60 segundos. Es posible que quede algún resto de la muestra en el pocillo.
- En cuanto aparezca color en el círculo de activación, presionar el activador con firmeza hasta que quede al ras con el cuerpo del dispositivo. Es posible que alguna muestra no fluya hacia el círculo de activación dentro de los 60 segundos, y, por lo tanto, el círculo no se coloreará. En ese caso, presionar el activador después de que la muestra haya fluido por la ventana de resultados.
- Leer los resultados del análisis cuando hayan pasado ocho minutos, por eso se justifica que la prueba es rápida, segura y específica en un 98%.
- El Snap no contiene una solución de parada, de modo que, transcurridos más de ocho minutos, puede aparecer una coloración que no está relacionada con la muestra.
- Finalmente, se podrá observar en la ventana de resultados de dicho dispositivo la coloración de puntos con el fin de indicar un valor positivo o negativo, pudiendo de esta manera, si se obtiene un indicador positivo, identificar los agentes etiológicos responsables de las infestaciones hemoparasitarias, cuantificando su incidencia, brindando una especificidad del 98%.

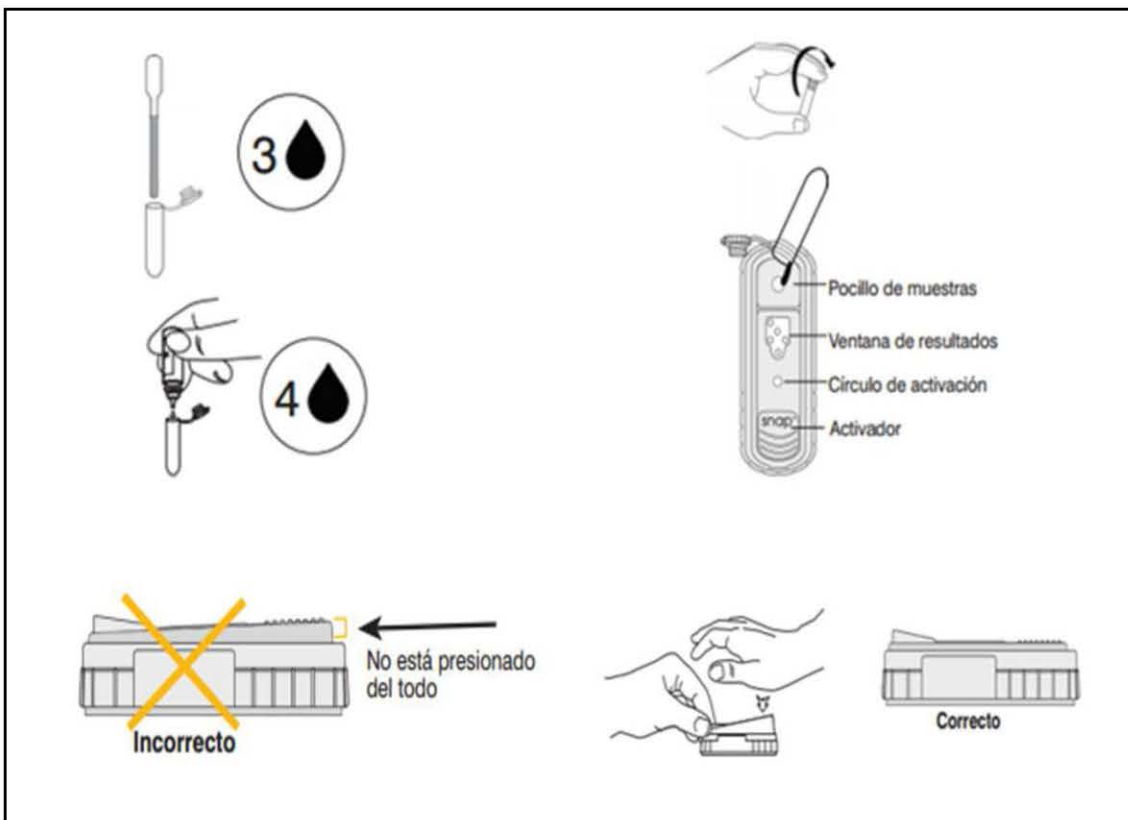


Figura 8. Instrucciones del uso del dispositivo "Snap Diagnóstico 4Dx Plus" (IDEXX®)

Tomado de IDEXX Laboratorios, 2013.

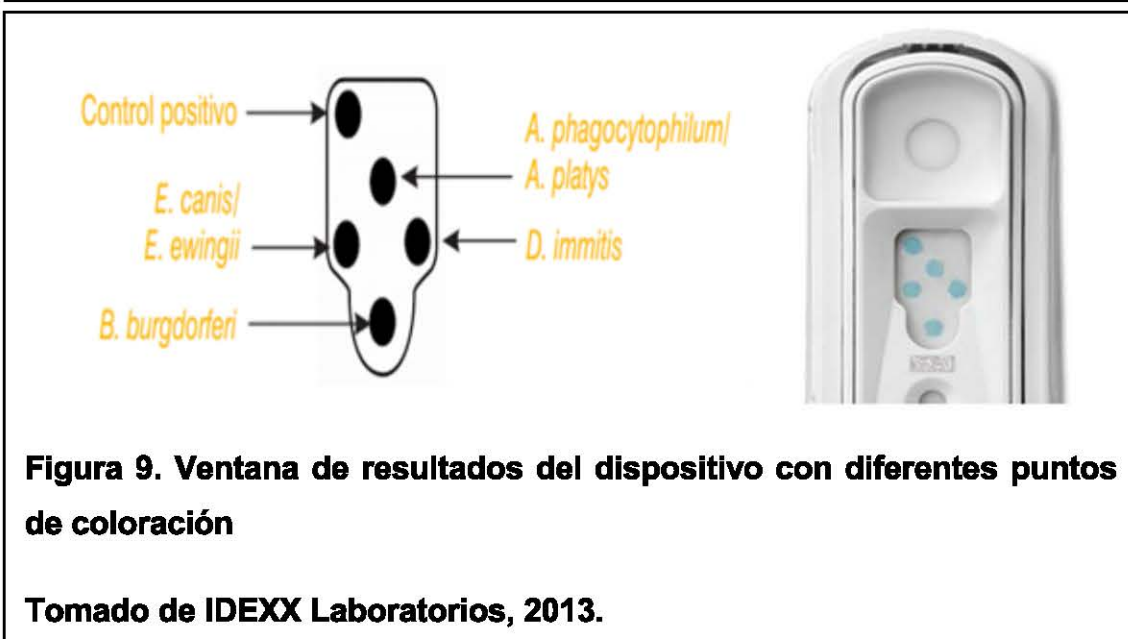


Figura 9. Ventana de resultados del dispositivo con diferentes puntos de coloración

Tomado de IDEXX Laboratorios, 2013.

3.5.7. Información sobre la muestra:

- Antes de comenzar el procedimiento del análisis, las muestras deben estar a temperatura ambiente (18-25 °C).
- Se puede utilizar muestras de suero, plasma, o sangre entera con anticoagulante EDTA al 3.7%. Las muestras recién extraídas, pueden ser almacenadas a 2-8°C máximo durante una semana, pero lo ideal es procesar las muestras inmediatamente o hasta 6 horas después de la extracción pero hay el riesgo que desaparezcan los parásitos y no se puedan identificar, en el presente estudio se utilizará sangre con anticoagulante EDTA al 3.7%.
- Para almacenar las muestras durante más tiempo, el suero o plasma puede congelarse a -20° C o menos y volver a centrifugar antes de su uso, tomando muy en cuenta que no deben ser calentados. Es muy importante saber que los parásitos en la sangre pueden estar vivos máximo 20 minutos después de la extracción de la sangre, caso contrario se puede congelar la muestra hasta 6 horas pero con el riesgo de destrucción de los parásitos en la sangre (Test Snap 4Dx, IDEXX Laboratorios, 2013).
- Las muestras hemolizadas o lipémicas no afectan a los resultados del análisis.

3.6. Indicador de resultados mediante “Snap Diagnóstico 4Dx Plus” (IDEXX®)

3.6.1. Resultado positivo:

Cualquier desarrollo del color en los puntos de la muestra, indica la presencia de antígenos frente a *Dirofilaria immitis*, anticuerpos frente a *Anaplasma phagocytophilum* o *Anaplasma platys*, anticuerpos frente a *Borrelia burgdorferi* (Enfermedad de Lyme) y anticuerpos frente a *Ehrlichia canis* o *Ehrlichia ewingii* en la muestra.

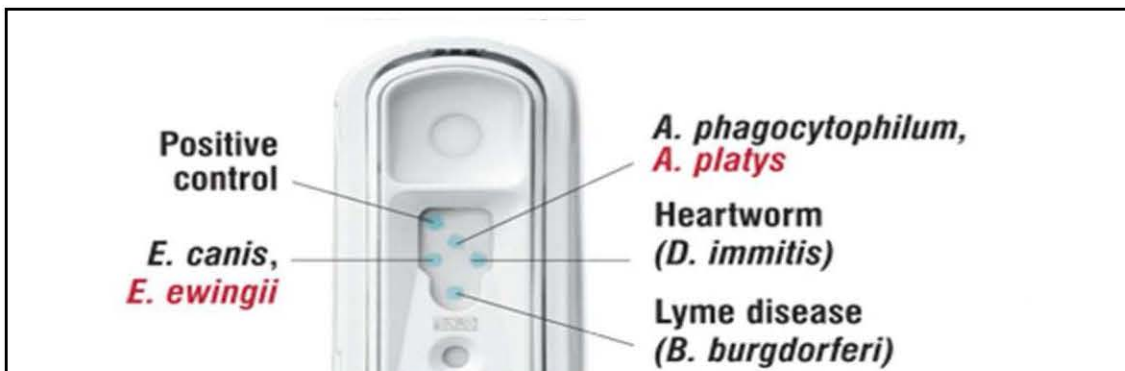


Figura 10. Resultado positivo del "Snap Diagnóstico 4Dx Plus" (IDEXX®)

Tomado de IDEXX Laboratorios, 2013.

Nota: El punto de muestra para *A. phagocytophilum*/*A. platys* no permite diferenciar entre las dos especies: un resultado positivo indica la presencia de anticuerpos frente a *A. phagocytophilum* y/o *A. platys*.

El punto de muestra para *E. canis*/*E. ewingii* no permite diferenciar entre las dos especies: un resultado positivo indica la presencia de anticuerpos frente

3.6.2. Resultado negativo:



Figura 11. Resultado negativo del "Snap Diagnóstico 4Dx Plus" (IDEXX®)

Tomado de IDEXX Laboratorios, 2013.

Capítulo IV

4. Resultados y Discusión

A continuación se muestran los resultados obtenidos del estudio que se realizó en caninos que visitan las clínicas veterinarias de la zona urbana de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas, para identificar la presencia de hemoparásitos que puedan presentar individuos de cualquier edad. El tema de investigación fue seleccionado debido a la alta prevalencia de enfermedades hemoparasitarias que existen en la zona. Se tomaron todas las muestras sanguíneas planificadas (n=100), para realizar el análisis de la prueba ELISA (Snap 4Dx Plus IDEXX®) de laboratorio clínico previamente descritos en el capítulo anterior.

Durante la selección de los animales para el estudio se muestrearon caninos de diferentes razas, edades y sexos, dentro de la anamnesis se tomó en cuenta las infestaciones previas por garrapatas, tratamientos para enfermedades hemoparasitarias, utilización de productos profilácticos externos, y el medio ambiente donde habitan, sea ambiente interno, externo o mixto; ya que esto permite establecer si hay contacto o presencia de garrapatas, para correlacionarlos con los resultados del Snap 4Dx Plus (IDEXX®).

Previo a la extracción de muestras sanguíneas se realizaron exámenes clínicos de cada paciente y se solicitó autorización de los propietarios para realizar el examen de laboratorio (Snap Diagnóstico 4Dx Plus), adicionalmente se brindó información por medio de tríptico sobre las enfermedades hemoparasitarias, prevención y control, etc.

Las muestras obtenidas se tomaron de las diferentes clínicas veterinarias de la ciudad, dentro del período de estudio mencionado.

Tabla 24. Clínicas veterinarias donde se realizó el análisis.

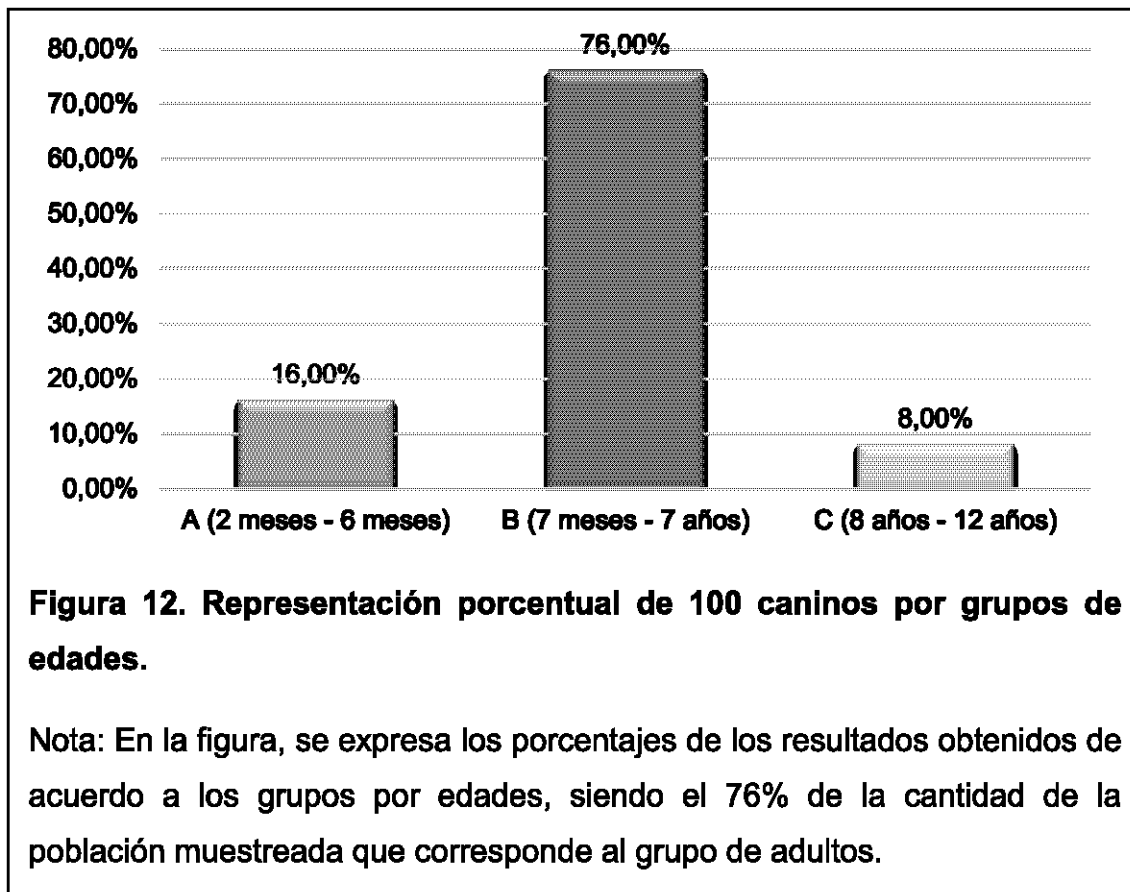
Clínica Veterinaria "Cat Dog"	10
Clínica Veterinaria "Servet"	10
Clínica Veterinaria "Tsáchila"	10
Clínica Veterinaria "Mi Mascota"	10
Clínica Veterinaria "Súper Mascota"	10
Clínica Veterinaria "Animal Planet"	10
Clínica Veterinaria "101 Dálmatas"	10
Clínica Veterinaria "Small Puppy"	10
Clínica Veterinaria "Bethoven"	10
Clínica Veterinaria "Sion"	10
TOTAL	100

Para organizar mejor el análisis de los resultados, éstos fueron distribuidos en 3 grupos de edades, desde cachorros hasta geriátricos:

- **Grupo A - Cachorros: 2 – 6 meses**
- **Grupo B - Adultos: 7 meses – 7 años**
- **Grupo C - Geriátricos: 8 años – 12 años**

Obteniéndose los siguientes resultados:

- **Grupo A - (16/100)**
- **Grupo B - (76/100)**
- **Grupo C - (8/100)** (ver Figura 12).



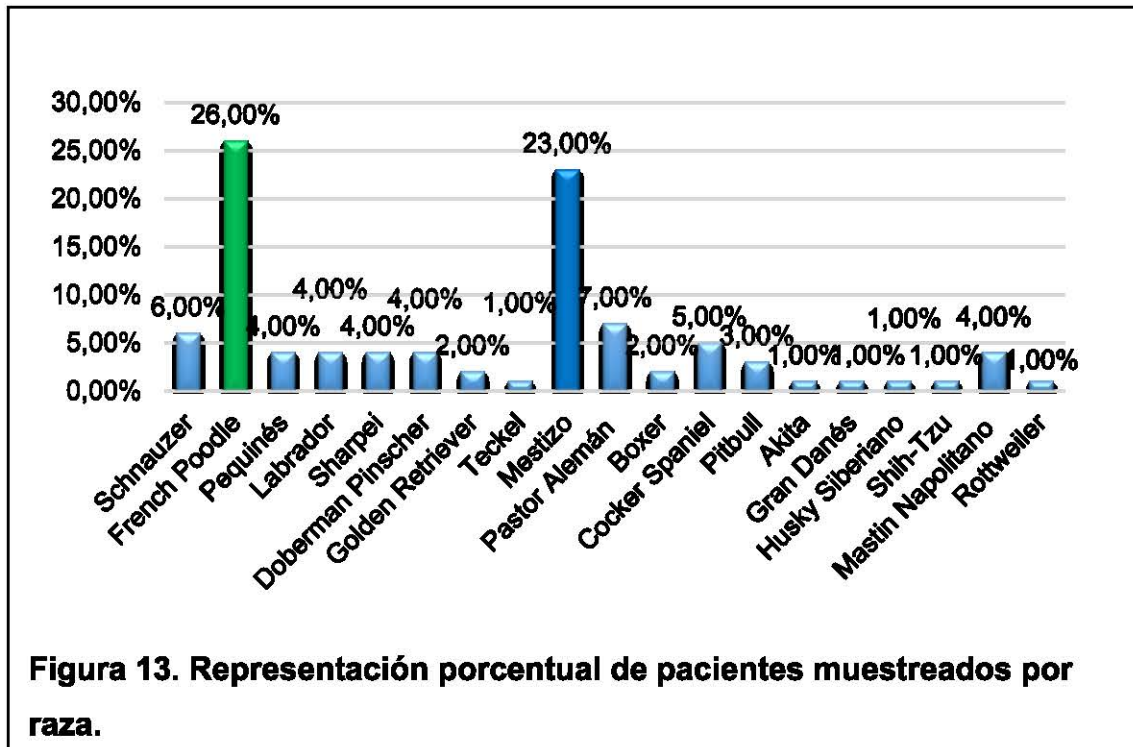
4.1. Análisis de resultados

4.1.1. Análisis por raza del total de muestreados

En la tabla 25, se expresan la frecuencia y los porcentajes correspondientes a las razas de caninos muestreados. Se muestrearon 19 razas en total; siendo la raza French Poodle la de mayor porcentaje (26%), seguido por los Mestizos (23%), sin embargo es claro observar diferentes razas de forma aleatoria de acuerdo a lo que llegaron a las clínicas veterinarias donde se realizó el estudio.

Tabla 25. Resultados de pacientes muestreados por raza.

RAZA	Frecuencia	Porcentaje
Schnauzer	6	6,00%
French Poodle	26	26,00%
Pequinés	4	4,00%
Labrador	4	4,00%
Sharpei	4	4,00%
Doberman Pinscher	4	4,00%
Golden Retriever	2	2,00%
Teckel	1	1,00%
Mestizo	23	23,00%
Pastor Alemán	7	7,00%
Boxer	2	2,00%
Cocker Spaniel	5	5,00%
Pitbull	3	3,00%
Akita	1	1,00%
Gran Danés	1	1,00%
Husky Siberiano	1	1,00%
Shih-Tzu	1	1,00%
Mastín Napolitano	4	4,00%
Rottweiler	1	1,00%
TOTALES	100	100,00%

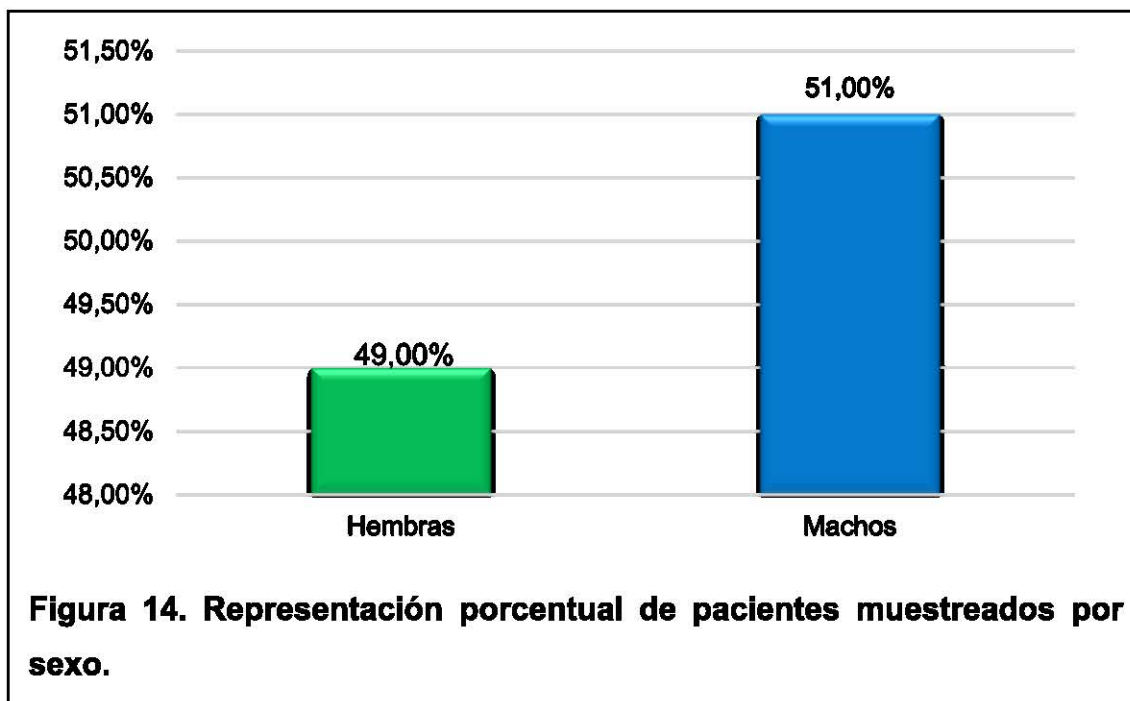


4.1.2 Análisis por sexo del total de muestreados

En la tabla 26, se observa un (49%) de hembras y (51%) de machos, es decir un porcentaje similar de ambos sexos que se pudo obtener de los pacientes muestreados.

Tabla 26. Resultados de pacientes muestreados por sexo.

SEXO	Frecuencia	Porcentaje
Hembras	49	49,00%
Machos	51	51,00%
TOTALES	100	100,00%

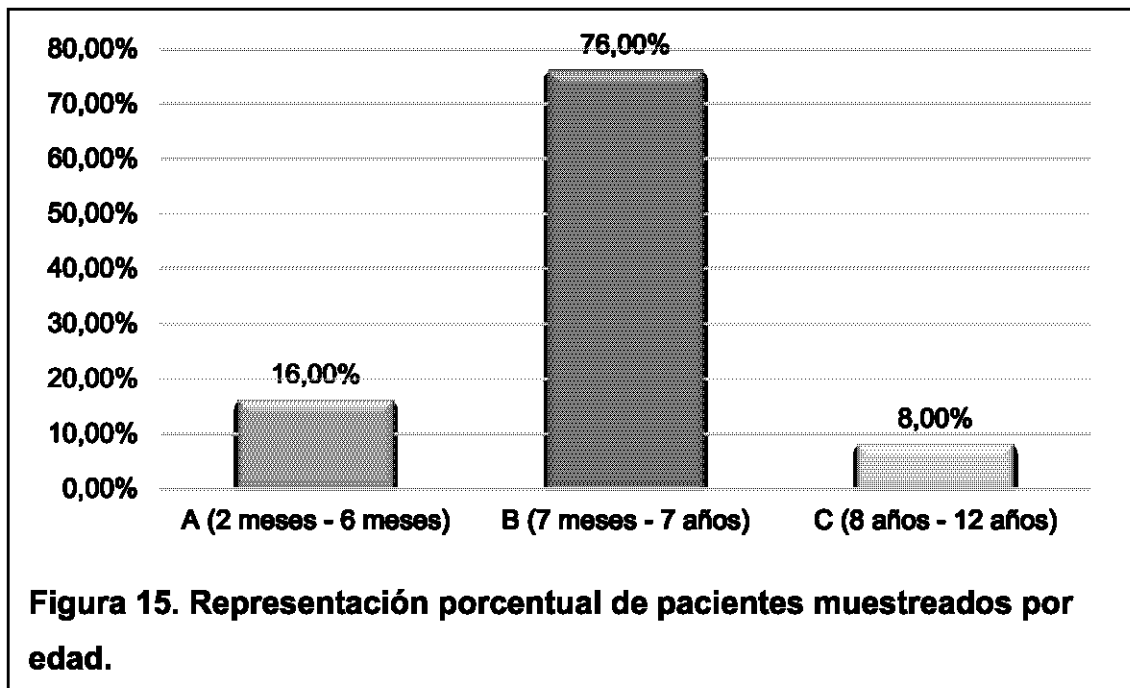


4.1.3 Análisis por edad del total de muestreados

En la tabla 27, al analizar la edad se puede observar una mayoría de pacientes con edades entre (7 meses y 7 años) es decir en edad adulta; correspondiente al 76% y solamente un porcentaje de 16% de menor edad (cachorros), así como un 8% de mayor edad (geriátricos).

Tabla 27. Resultados de pacientes muestreados por edad.

EDAD	Frecuencia	Porcentaje
A (2 meses - 6 meses)	16	16,00%
B (7 meses - 7 años)	76	76,00%
C (8 años - 12 años)	8	8,00%
TOTALES	100	100,00%



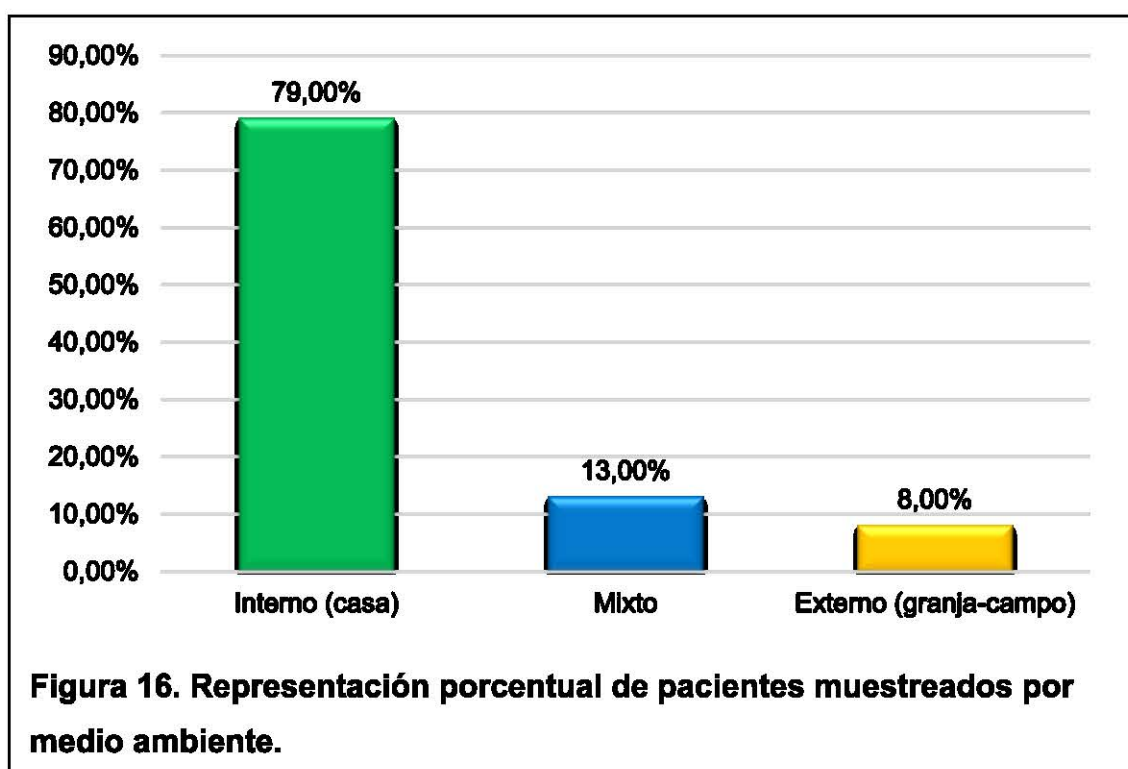
4.1.4. Análisis por medio ambiente del total de muestreados

En la tabla 28, al estudiar el medio ambiente en donde habitan los caninos, se ha podido observar que la mayoría son mascotas que viven en un ambiente interno (casas) equivalente al 79%, mientras que solamente un 8% viven en un ambiente externo (granja o campo) y finalmente el 13% han mencionado los propietarios que sus mascotas viven en un ambiente mixto.

El mayor porcentaje de positivos en caninos de ambiente interno se atribuye a la mayor cantidad de caninos muestreados en este grupo y por las condiciones ambientales de la zona, teniendo contacto con áreas verdes dentro de la casa donde habitan.

Tabla 28. Resultados de pacientes muestreados por medio ambiente.

MEDIO AMBIENTE	Frecuencia	Porcentaje
Interno (casa)	79	79,00%
Mixto	13	13,00%
Externo (granja-campo)	8	8,00%
TOTALES	100	100,00%



4.1.5. Análisis de resultados positivos relacionado con la presencia de ectoparásitos (garrapatas).

En la tabla 29, de este estudio se obtuvieron un total de 19 pacientes positivos a distintas enfermedades hemoparasitarias, de los cuales dos de ellos no presentaban garrapatas en el momento de la consulta; pero anteriormente habían estado infestados por las mismas, lo que ratifica la presencia de estos vectores como transmisores de estas enfermedades.

En el total de 81 pacientes negativos, según el historial clínico se tiene que algunos nunca habían tenido contacto con garrapatas y otros tenían estos ectoparásitos en el momento de la toma de muestras, a pesar de esto los resultados fueron negativos, indicando que probablemente se encontraban en un estadio de incubación, lo que nos sugiere que hay que realizar la prueba Snap 4Dx respetando los tiempos de incubación determinados para cada enfermedad.

Tabla 29. Resultados positivos con relación a la presencia de ectoparásitos (garrapatas).

Paciente N°	RESULTADOS POSITIVOS				Presencia de ectoparásitos (garrapatas)
	<i>Ehrlichia canis/ E. ewingii</i>	<i>Borrelia burgdorferi</i>	<i>Anaplasma phagocytophilum</i> <i>A. platys</i>	<i>Dirofilaria immitis</i>	
1	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo	Si
2	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo	Si
3	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo	Si
4	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo	Si
5	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo	Si
6	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo	Si
7	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo	Si
8	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo	Si
9	Negativo	Positivo	Negativo	Negativo	Si
10	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo	Si
11	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo	Si
12	Negativo	Negativo	Negativo	Positivo	Si
13	Positivo	Negativo	Positivo	Positivo	Si
14	Negativo	Negativo	Negativo	Positivo	Si
15	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo	Si
16	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo	Si

17	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo	Si anteriormente
18	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo	Si
19	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo	Si anteriormente

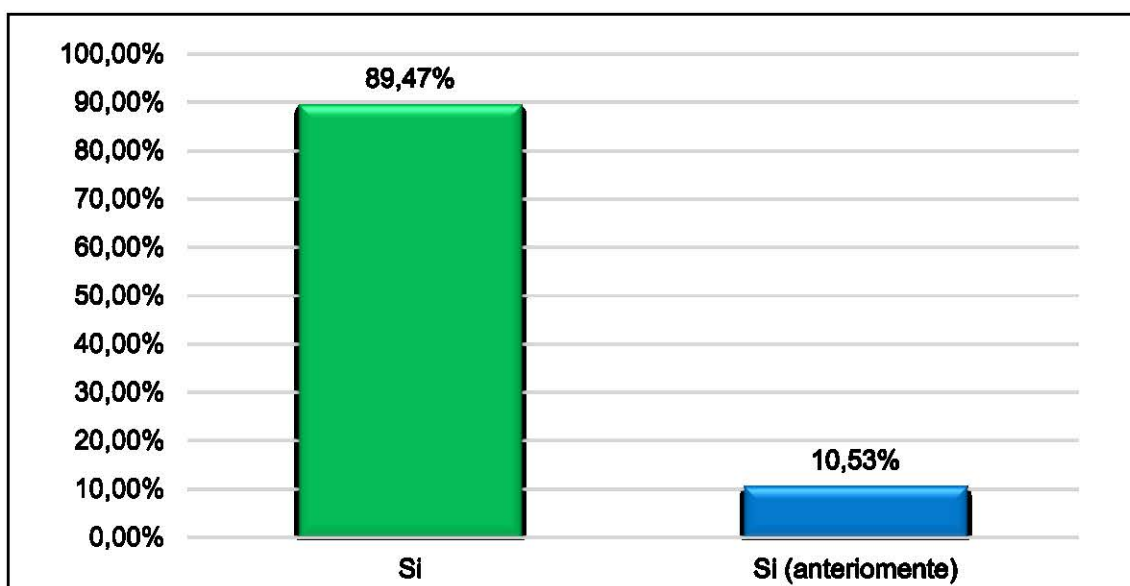


Figura 17. Representación porcentual de resultados positivos con relación a la presencia de ectoparásitos (garrapatas).

Nota: del presente estudio del total de 100 caninos muestreados se obtuvieron 19 pacientes positivos, 17 de ellos tenían garrapatas en el momento de la consulta correspondiente al 89,47%, de los cuales 2 de ellos no presentaban garrapatas en el momento de la consulta; pero anteriormente habían estado infestado por las mismas, correspondiente al

Tabla 30. Resultados de pacientes infectados clínica y subclínicamente.

Paciente N°	Resultado positivo	Paciente	Descripción de signos clínicos
1	Anaplasma phagocytophilum A. platys	Paciente clínico	Temperatura alta, presencia de garrapatas al momento de la consulta.
2	Anaplasma phagocytophilum A. platys	Paciente clínico	Temperatura alta, presencia de garrapatas al momento de la consulta.
3	Ehrlichia canis E. ewingii	Paciente clínico	Temperatura alta, ambiente externo (finca).
4	Ehrlichia canis E. ewingii	Paciente clínico	Temperatura normal, decaída, mucosas ictericas, pulso débil, irregular, asincrónico, deshidratación (9%).
5	Ehrlichia canis E. ewingii	Paciente clínico	Temperatura alta, decaído, diarrea, sangre por la nariz, mucosas ictericas, ambiente externo (finca), pulso débil e irregular.
6	Anaplasma phagocytophilum A. platys	Paciente clínico	Temperatura alta, presencia de garrapatas al momento de la consulta.
7	Anaplasma phagocytophilum A. platys	Paciente clínico	Temperatura alta, presencia de garrapatas al momento de la consulta, deshidratación (7%).
8	Ehrlichia canis E. ewingii	Paciente clínico	Temperatura alta, decaída, mucosas ictericas, no tiene vacunas al día, inapetencia.
9	Borrelia burgdorferi (Enfermedad de Lyme)	Paciente subclínico	No presenta signos clínicos, todo está dentro de lo normal.
10	Ehrlichia canis E. ewingii	Paciente clínico	Temperatura alta, decaída, mucosas ictericas, ambiente mixto, presencia de garrapatas al momento de la consulta, vómitos, diarreas, inapetencia.
11	Anaplasma phagocytophilum A. platys	Paciente subclínico	No presenta signos clínicos, todo está dentro de lo normal.

12	Dirofilaria immitis	Paciente clínico	Temperatura normal, no está desparasitado, presencia de tos, presencia de garrapatas al momento de la consulta.
13	Ehrlichia canis E. ewingii, Anaplasma phagocytophilum y Dirofilaria immitis	Paciente clínico	Temperatura normal, decaído, ambiente externo (finca), deshidratación (7%), letargia, no está desparasitado, presencia de garrapatas al momento de la consulta.
14	Dirofilaria immitis	Paciente clínico	Temperatura alta, abdomen distendido, mucosas ictericas, no está desparasitado.
15	Ehrlichia canis E. ewingii	Paciente clínico	Temperatura alta, no tiene vacunas al día, no está desparasitado, vómitos, mucosas ictericas, ambiente mixto, deshidratación (6%).
16	Anaplasma phagocytophilum A. platys	Paciente subclínico	No presenta signos clínicos, todo está dentro de lo normal.
17	Anaplasma phagocytophilum A. platys	Paciente subclínico	No presenta signos clínicos, todo está dentro de lo normal.
18	Anaplasma phagocytophilum A. platys	Paciente subclínico	No presenta signos clínicos, todo está dentro de lo normal.
19	Anaplasma phagocytophilum A. platys	Paciente clínico	Temperatura alta, no tiene vacunas al día, no está desparasitado, vómitos, presencia de garrapatas al momento de la consulta.

Nota: al momento de la toma de muestras sanguíneas, mediante el examen físico-clínico, se obtuvieron 19 pacientes clínicos y subclínicos dando como resultado 21 diagnósticos positivos a enfermedades hemoparasitarias, debido a que uno de los caninos mostró tener 3 enfermedades hemoparasitarias en un mismo Snap.

Dicho de esta manera, los pacientes clínicos fueron aquellos con signos clínicos anormales (presentando desde temperatura alta sobre los 39°C,

inapetencia, mucosas ictéricas, deshidratación, letargia, vómitos, diarreas, etc) dando como resultado diagnósticos positivos.

Mientras que los pacientes subclínicos (no presentaron signos clínicos, encontrándose todo dentro de lo normal), dando como resultado diagnósticos positivos, esto explica porque ya paso la fase aguda de la enfermedad, o está iniciando el periodo de incubación, que por lo general es de 2 a 4 semanas, desarrollándose una fase subclínica, donde puede haber ausencia de la enfermedad, convirtiéndose en pacientes sanos que a su vez seran portadores por un periodo de hasta 3 años, lo que significa pacientes falsos positivos.

4.1.6. Análisis de diagnósticos positivos por enfermedad

En la tabla 31, de la presente investigación del total de 100 caninos muestreados se obtuvieron 21 diagnósticos positivos para las enfermedades hemoparasitarias diagnosticadas mediante el Snap 4Dx Plus (IDEXX®); de los cuales 7 son positivos para *E.canis/E.ewingii*, correspondiente al 33,33%; 1 es positivo para *B. burgdorferi*, correspondiente al 4,76%; 10 para *A. phagocytophilum/A. platys*, correspondiente al 47,62%; y 3 para *D. immitis*, correspondiente al 14,29%.

Siendo *A. phagocytophilum/A. platys* la de mayor presentación en la zona urbana de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas, seguido por *E.canis/E.ewingii*; estas dos enfermedades han sido diagnosticadas previamente en mayor porcentaje que las enfermedades de Lyme (*B. burgdorferi*) y *D. immitis*.

Según la revisión bibliográfica Greene (2008) y Bowman (2011), en lo que se refiere a la ubicación geográfica de los vectores causantes de estas cuatro enfermedades hemoparasitarias, mencionan que los vectores de *E.canis/E.ewingii* y *A. phagocytophilum/A. platys* son encontrados en zonas

tropicales de países latinoamericanos cercanos a Ecuador similares a las características climatológicas de Santo Domingo de los Tsáchilas.

En cambio los vectores de la enfermedad de Lyme (*B. burgdorferi*) se encuentran en EE.UU. y en algunos países de Europa. En Ecuador ha sido diagnosticado solamente un canino positivo a enfermedad de Lyme mediante un estudio realizado en Junio del (2002), en la ciudad de Quito, tendiendo como antecedente que este paciente viajó desde California a nuestro país, según lo explica Israel Emilio Márquez Cabrera (2011), en su tesis de grado "Diagnóstico de enfermedades hemáticas en caninos en la ciudad de Milagro mediante el uso de kits Snap 4Dx".

Con el presente estudio se diagnosticó un caso positivo para la enfermedad de Lyme (*B. burgdorferi*) en Santo Domingo de los Tsáchilas de un paciente que nació y creció en Ecuador sin ser transportado a otros países, lo que indica que esta enfermedad puede estar sub diagnosticada en nuestro país, por falta de registros estadísticos y desconocimiento sobre el tema.

En lo que se refiere a *D. immitis* en nuestro país hay pocos estudios sobre la prevalencia de esta enfermedad, en una investigación realizada en la ciudad de Machala por William Marcelo Pardo Aguilar (2013), indica que hay una prevalencia del 0% para *D. immitis* y menciona que existe una prevalencia del 9,33% en la misma ciudad en años anteriores según el trabajo realizado por Suarez (1990); mientras que en la ciudad de Pasaje se evidencia un 0% de prevalencia según el estudio de Gagñay (2009).

Tabla 31. Repartición de diagnósticos positivos por enfermedad.

	Frecuencia	Porcentaje
Ehrlichia canis/ E. ewingii	7	33,33%
Borrelia burgdorferi (Enfermedad de Lyme)	1	4,76%
Anaplasma phagocytophilum/ A. platys	10	47,62%
Dirofilaria immitis	3	14,29%
	21*	100,00%

*Nota: se puede observar un valor mayor al de la totalidad de la población debido a que uno de los caninos mostró tener las 3 enfermedades hemoparasitarias en un mismo Snap 4Dx Plus (IDEXX®), indicando esto que existen 21 diagnósticos positivos de enfermedades hemoparasitarias; aún cuando el total de caninos es 19 que corresponde al total de positivos.

4.1.7. Prevalencia aparente de enfermedades hemoparasitarias

La prevalencia general obtenida del estudio se obtuvo aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{PREVALENCIA APARENTE} = \frac{\text{\# de animales positivos}}{\text{\# de animales muestreados}} \times 100$$

(Ecuación 3)

Nota: adicionalmente se ha considerado el cálculo de prevalencia real mediante la fórmula de Rogan-Gladen, cuyos valores de confianza se calculan a través del estimador EpiTools (2014), mediante la sensibilidad y especificidad de cada enfermedad, en este caso las enfermedades que diagnostica el Snap 4Dx Plus (IDEXX®).

4.1.7.1. Prevalencia de resultados positivos

En la presente investigación se obtiene un resultado de prevalencia de enfermedades hemoparasitarias del 19%, lo que se convierte en un dato sumamente importante para el diagnóstico de estas enfermedades en nuestro país.

$$\frac{\text{PREVALENCIA APARENTE } 19}{100} \times 100 = 19\%$$

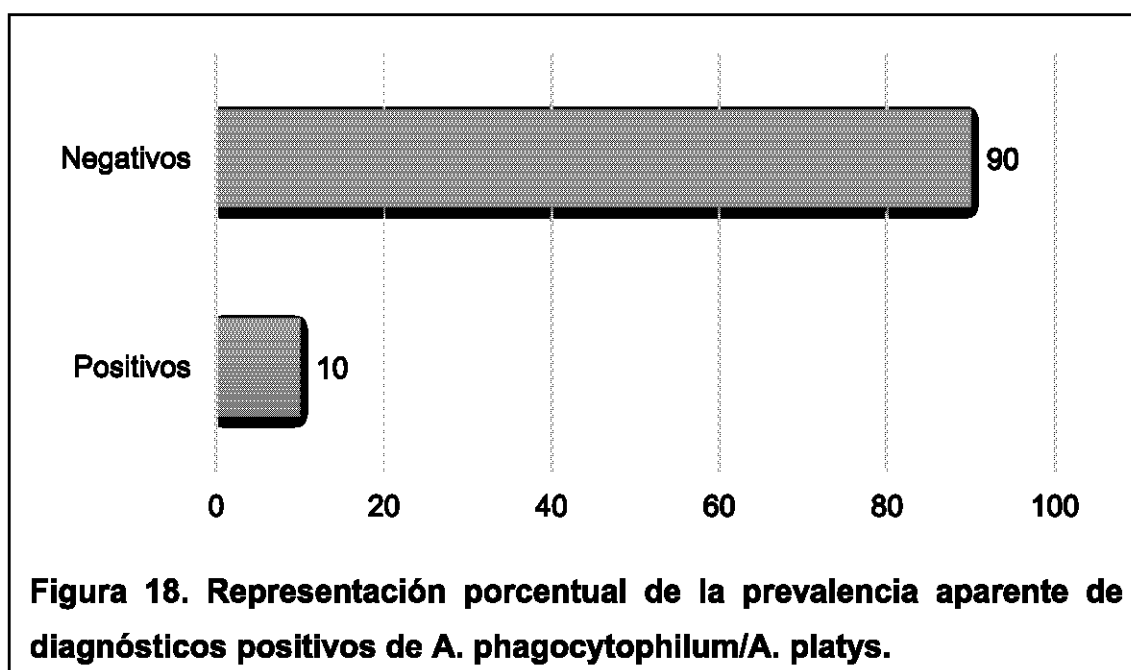
4.1.7.2. Prevalencia aparente y real de *A. phagocytophilum*/*A. platys*

La prevalencia aparente mostró un valor del 10% para la enfermedad de *A. phagocytophilum*/*A. platys* en la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas, indicando que es la enfermedad de mayor presentación en esta zona.

Según Salinas (2011), en su estudio realizado en Monterrey-México se obtiene una prevalencia del 3% para *A. phagocytophilum*, atribuyendo la baja prevalencia al bajo porcentaje de presentación de garrapatas portadoras de este patógeno; lo que indica que en Santo Domingo de los Tsáchilas habitan estos vectores de forma endémica.

En un estudio realizado en la ciudad de Cuenca por Domínguez (2011), se obtuvo una prevalencia del 3,13% para *A. phagocytophilum*, el diagnóstico fue realizado a través de la utilización de frotis sanguíneo. La prevalencia obtenida en Santo Domingo de los Tsáchilas es mayor a la investigación realizada en la ciudad de Cuenca, estos resultados pueden estar relacionados a las diferencias climatológicas y de altitud entre las dos ciudades, siendo un ambiente más propicio para la presencia de ectoparásitos en la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas; también la diferencia de resultados puede estar relacionada con las diferentes técnicas utilizadas, ratificando la sensibilidad y especificidad del Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®).

$$\frac{\text{PREVALENCIA APARENTE}}{100} \times 100 = 10\%$$



PREVALENCIA REAL: al analizar los resultados de prevalencia utilizando la fórmula de Rogan-Gladen; considerando el nivel de sensibilidad y especificidad presentado en la tabla 23; se obtuvo el valor estimado. Y a través del Epitools (2014), se estimaron los valores de confianza para *A. phagocytophilum/A. platys*:

Tabla 32. Prevalencia Real de *Anaplasma phagocytophilum-platys*

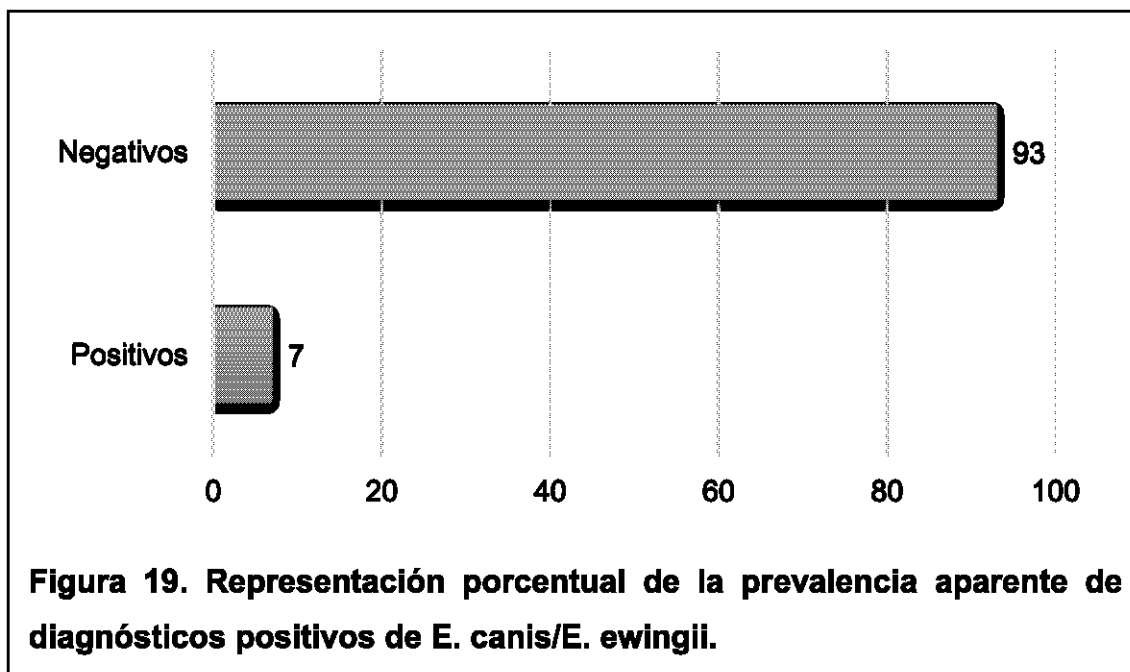
	Sensibilidad	Especificidad
<i>Anaplasma phagocytophilum-platys</i>	99.1%	100%
Valor estimado (fórmula de Rogan-Gladen)	10,1%	
Límite inferior de confianza	4,2%	
Límite superior de confianza	16%	

Nota: esto indica que la prevalencia real de *Anaplasma phagocytophilum/platys* en la población total podría ir desde un 4,2%, hasta un 16%, sin embargo por el hecho de disponer de una muestra no se tiene resultados de la población completa de perros en Santo Domingo, sin embargo aún con el intervalo de confianza analizado se puede observar y demostrar estadísticamente que la prevalencia es mayor a la obtenida por otros estudios a nivel del país y a nivel internacional.

4.1.7.3. Prevalencia aparente y real de *E. canis/E. ewingii*

Se obtuvo una prevalencia del 7% para la enfermedad de *E. canis/E. ewingii* en la presente investigación, siendo esta enfermedad hemoparasitaria la segunda más común en la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas. En un estudio realizado en la ciudad Michoacán-México por Romero, Padilla y Alvarado (2011), se obtuvo una prevalencia del 64%, tomado en cuenta que esta ciudad se encuentra ubicada a 10 msnm y Santo Domingo de los Tsáchilas a 655 msnm.

$$\frac{\text{PREVALENCIA APARENTE}}{100} \times 100 = 7\%$$



PREVALENCIA REAL: al analizar los resultados de prevalencia utilizando la fórmula de Rogan-Gladen; considerando el nivel de sensibilidad y especificidad presentado en la tabla 23; se obtuvo el valor estimado. Y a través del Epitools (2014), se estimaron los valores de confianza para E.canis/E. ewingii:

Tabla 33. Prevalencia Real de Ehrlichia canis-ewingii

	Sensibilidad	Especificidad
Ehrlichia canis-ewingii	98.8%	100%

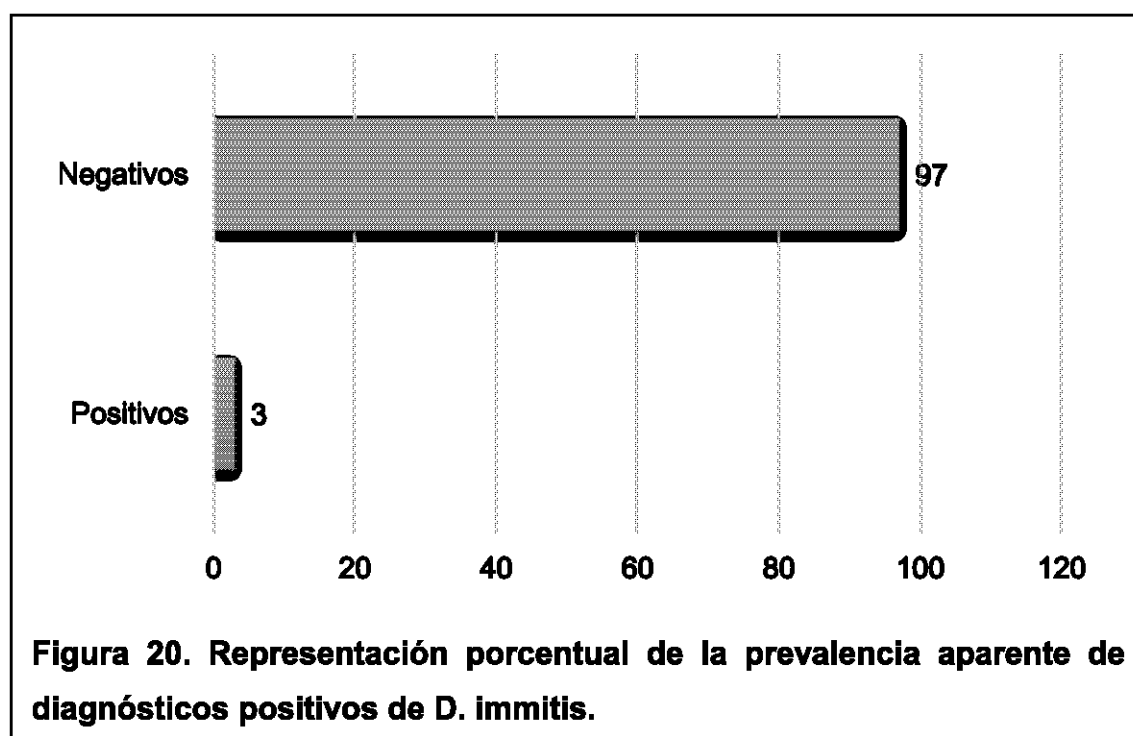
Valor estimado (fórmula de Rogan-Gladen)	7,1%
Límite inferior de confianza	2%
Límite superior de confianza	12,1%

Nota: esto indica que la prevalencia real de Ehrlichia canis/ewingii en la población total podría ir desde un 2%, hasta un 12,1%, un rango bastante alto debido principalmente al tamaño de muestra y el nivel de sensibilidad de este estudio.

4.1.7.4. Prevalencia aparente y real de *D. immitis*

En el presente estudio se obtuvo el 3% de prevalencia para *D. immitis* en la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas, según Pardo (2013), en su trabajo "Prevalencia de microfilariasis canina en la ciudad de Huaquillas en el año 2012", en estudios realizados en nuestro país en los años (2013, 1990 y 2009), en ciudades de la costa se obtuvieron prevalencias del 0%, 9,33% y 0% respectivamente, dando un promedio del 3,1% de prevalencia de esta enfermedad en nuestro país, lo que se relaciona con los datos obtenidos en esta investigación.

$$\frac{\text{PREVALENCIA APARENTE}}{100} \times 100 = 3\%$$



PREVALENCIA REAL: al analizar los resultados de prevalencia utilizando la fórmula de Rogan-Gladen; considerando el nivel de sensibilidad y especificidad presentado en la tabla 23; se obtuvo el valor estimado. Y a través del Epitools (2014), se estimaron los valores de confianza para *D. immitis*:

Tabla 34. Prevalencia Real de *Dirofilaria immitis*

	Sensibilidad	Especificidad
<i>Dirofilaria immitis</i>	99.2%	100%

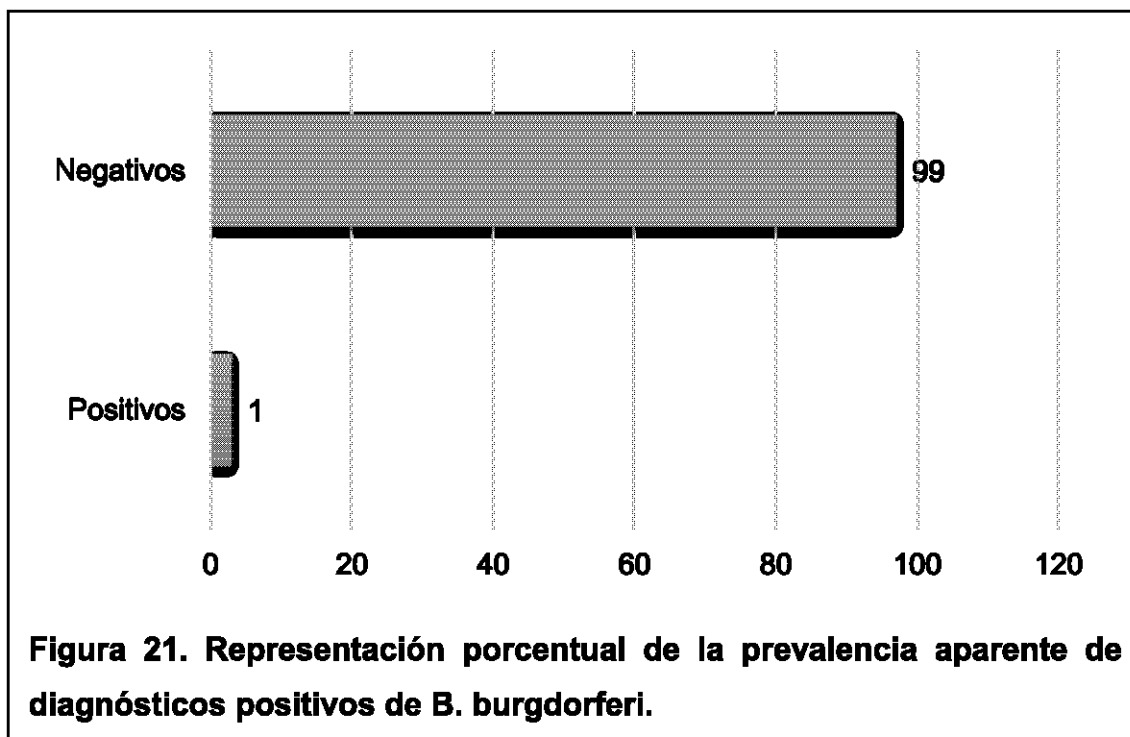
Valor estimado (fórmula de Rogan-Gladen)	3%
Límite inferior de confianza	0%
Límite superior de confianza	6,4%

Nota: esto indica que la prevalencia real de *Dirofilaria immitis* en la población total podría ir desde un 0%, hasta un 6,4%, indicando una prevalencia menor en la población, pero existente.

4.1.7.5. Prevalencia aparente y real de *B. burgdorferi*

En la presente investigación se obtuvo el 1% de prevalencia para la enfermedad de Lyme, en el año (2011), se realizó un estudio con el Snap 4Dx (IDEXX®) en la ciudad de Machala, obteniéndose 0% de prevalencia para esta enfermedad y reportando solamente un caso positivo en la ciudad de Quito de un canino procedente de Norteamérica. Con estos resultados se confirma la baja prevalencia de esta enfermedad en nuestro país, pero esta investigación se convierte en un dato fundamental para indicar la existencia de la misma en nuestro medio.

$$\frac{\text{PREVALENCIA}}{\text{APARENTE}} \frac{1}{100} \times 100 = 1\%$$



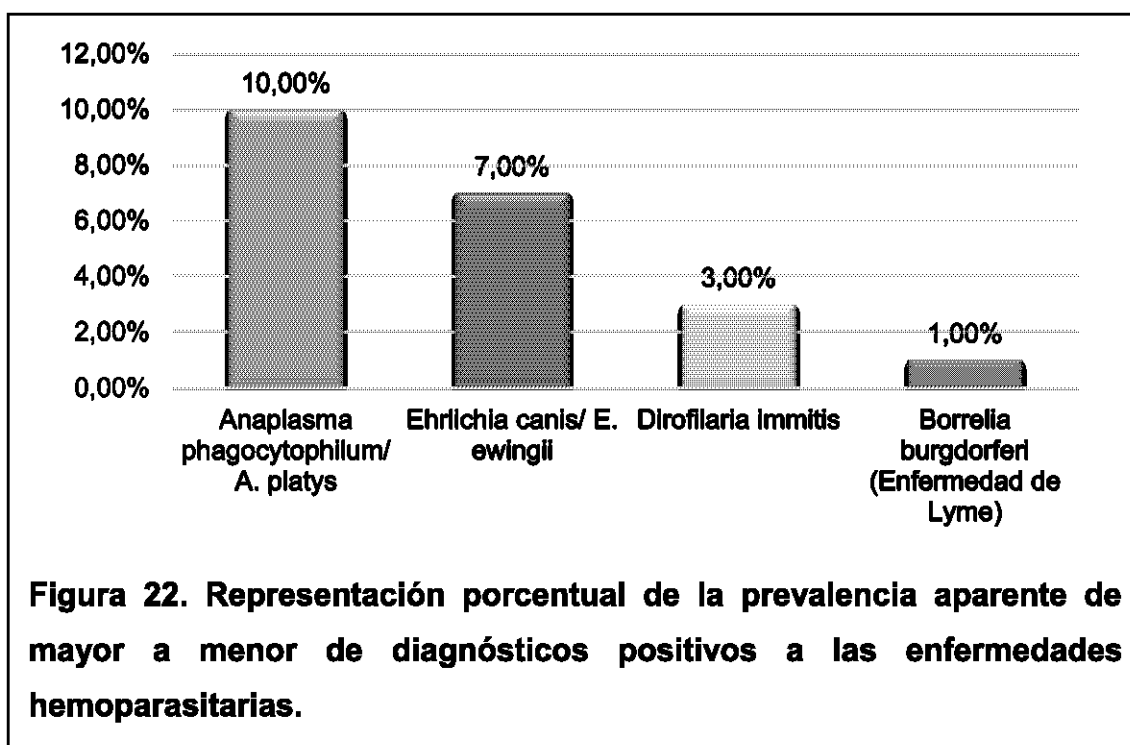
PREVALENCIA REAL: al analizar los resultados de prevalencia utilizando la fórmula de Rogan-Gladen; considerando el nivel de sensibilidad y especificidad presentado en la tabla 23; se obtuvo el valor estimado. Y a través del Epitools (2014), se estimaron los valores de confianza para B. burgdorferi:

Tabla 35. Prevalencia Real de Borrelia burgdorferi

	Sensibilidad	Especificidad
Borrelia burgdorferi	96.2%	100%

Valor estimado (fórmula de Rogan-Gladen)	1%
Límite inferior de confianza	0%
Límite superior de confianza	3%

Nota: esto indica que la prevalencia real de Borrelia burgdorferi en la población total podría ir desde un 0%, hasta un 3%, es decir una prevalencia menor en la población, pero que se demuestra existente de acuerdo al estudio realizado.



4.1.8. Análisis de resultados positivos y negativos por variable de estudio

4.1.8.1. Análisis de resultados positivos y negativos de enfermedades hemoparasitarias por raza

En las tablas 36 y 37, se indica que de toda la población canina muestreada, se obtuvieron 19 caninos positivos; de los cuales la mayor frecuencia corresponde a la raza French Poodle (cuatro caninos), seguida por los Schnauzer y Mestizos (tres caninos cada uno), Sharpei y Pequinés (dos caninos cada uno), Pitbull, Akita y Cocker Spaniel (un canino cada uno), los caninos de raza Pastor Alemán positivos fueron dos; (siendo uno positivo a la enfermedad de E. canis y el otro positivo a E. canis, A. phagocytophilum y D. immitis) diagnosticadas en el mismo Snap, dando como resultado 21 diagnósticos positivos en total a las cuatro enfermedades hemoparasitarias que diagnostica el Snap 4Dx Plus (IDEXX®).

Greene (2008), menciona que los Pastores Alemanes son predisponentes a E. canis; en los resultados obtenidos se determina igual presentación de la

enfermedad en French Poodle y Pastor Alemán, obteniendo las dos razas el 50% cada una de los positivos, lo que indica que en este estudio no hubo una predisposición racial para la enfermedad.

En la bibliografía consultada no se indica predisposición racial para *A. phagocytophilum*, lo que se corrobora con el presente estudio; ya que la frecuencia es homogénea para diferentes razas.

Thompson (2008), indica que hay predisposición racial para la enfermedad *D. immitis* en Pastor Alemán y Bóxer, en el presente estudio se obtienen dos resultados positivos para esta enfermedad correspondientes a caninos Mestizos y un positivo para Pastor Alemán, se muestrearon dos caninos raza Bóxer siendo estos negativos; según la investigación no hay predisposición racial para la enfermedad.

Birchard y Sherding (2000), indican que se produce afección renal a causa de la enfermedad de Lyme (*B. burgdorferi*) en las razas Labrador y Golden Retriever, en la presente investigación el único resultado positivo a esta enfermedad es de un canino de raza Akita con un porcentaje del 100% para esta enfermedad. Las razas Labrador y Golden Retriever fueron muestreadas obteniéndose resultados negativos para todas las enfermedades.

Tabla 36. Resultados positivos y negativos por raza.

Razas	Positivos	%	Negativos	%	Total
Schnauzer	3	50,00	3	50,00	6
French Poodle	4	15,38	22	84,62	26
Mestizo	3	13,04	20	86,96	23
Pitbull	1	33,33	2	66,67	3
Pastor Alemán	2	28,57	5	71,43	7
Akita	1	100,00	0	0,00	1
Cocker Spaniel	1	20,00	4	80,00	5
Sharpei	2	50,00	2	50,00	4
Pequinés	2	50,00	2	50,00	4
Otras	0	0,00	21	100,00	21
TOTALES	19		81		100

Tabla 37. Resultados de diagnósticos positivos de raza por enfermedad.

Raza	TOTAL POSITIVOS	E. canis		A. phagocytophilum		D. immitis		B. burgdorferi		TOTAL NEGATIVOS	TOTAL
		Frecuencia	%	Frecuencia	%	Frecuencia	%	Frecuencia	%		
Schanuzer	3	1	33,33	2	66,67	0	0,00	0	0,00	3	6
French Poodle	4	2	50,00	2	50,00	0	0,00	0	0,00	22	26
Mestizo	3	1	33,33	0	0,00	2	66,67	0	0,00	20	23
Pitbull	1	1	100,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	2	3
Pastor Alemán	4	2	50,00	1	25,00	1	25,00	0	0,00	3	7
Akita	1	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	100,00	0	1
Cocker Spaniel	1	0	0,00	1	100,00	0	0,00	0	0,00	4	5
Sharpei	2	0	0,00	2	100,00	0	0,00	0	0,00	2	4
Pequinés	2	0	0,00	2	100,00	0	0,00	0	0,00	2	4
Otras	0	0		0		0		0		21	21
TOTALES	21*	7		10		3		1		79	100

Nota: se obtiene un resultado de 21, puesto que existió 21 diagnósticos positivos de los 19 caninos infestados por garrapatas, ya que un canino presentó las 3 enfermedades hemoparasitarias en un mismo Snap 4Dx Plus (IDEXX®).

Nota: para poder determinar si existe algún tipo de relación entre la raza y las enfermedades parasitarias se realizó un análisis Ji cuadrado mediante el programa SPSS donde, el valor Ji cuadrado obtenido del cruce entre las variables mostró un valor de 20,43 con un valor P de 0,369.

El resultado muestra un valor Ji cuadrado de 20,43, sin embargo de acuerdo a los grados de libertad del cruce entre las variables, el valor límite Ji cuadrado es de 30,144, lo cual indica que no existe dependencia entre las dos variables, por lo que se puede concluir que con la muestra obtenida con 100 caninos de razas diferentes, no se puede demostrar que existe mayor o menor prevalencia de las enfermedades hemoparasitarias de acuerdo a la raza del canino.

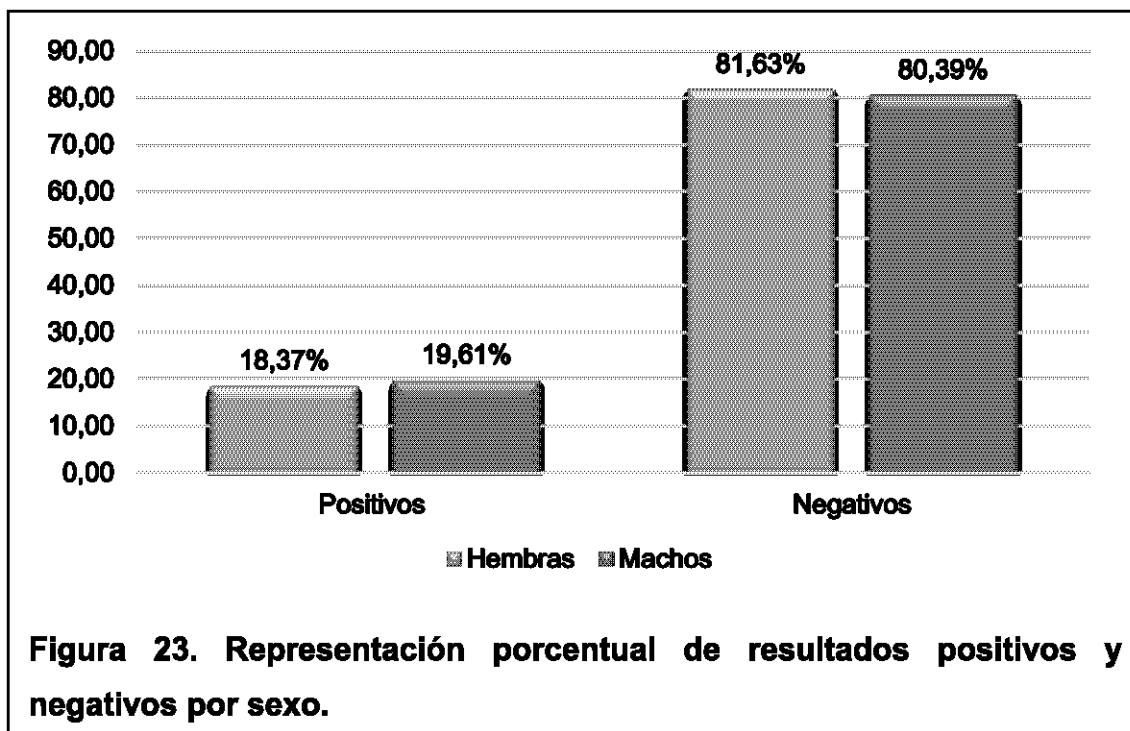
4.1.8.2. Análisis de resultados positivos y negativos de enfermedades hemoparasitarias por sexo

En la tabla 38, se obtuvieron un total de 49 pacientes hembras, de las cuales 9 fueron positivas, equivalente a 18,37% y un total de 51 pacientes machos, de los cuales 10 fueron positivos, equivalente a 19,61%.

En la revisión bibliográfica no se indica ninguna relación de las enfermedades hemoparasitarias con el sexo.

Tabla 38. Resultados de pacientes positivos y negativos por sexo

SEXO	TOTAL	Positivos		Negativos	
		Frecuencia	%	Frecuencia	%
Hembras	49	9	18,37	40	81,63
Machos	51	10	19,61	41	80,39
TOTALES	100	19		81	



Nota: al realizar la correspondiente prueba Ji cuadrado se observó un valor Ji cuadrado de 0,025 y un valor P de 0,874.

Como se puede observar el valor de la prueba Ji cuadrado muestra un valor de 0,025, sin embargo el valor de tabla (valor límite) es de 3,841 lo cual indica que no existe relación entre las variables sexo y enfermedad hemoparasitaria positiva para este estudio.

Al analizar el intervalo de confianza de la proporción de positivos entre hembras y machos se pudo obtener lo siguiente:

Media (\bar{X}) = 18,99%

Desviación estándar (σ) = 0,877

La fórmula para el intervalo de confianza es:

$$\bar{X} \mp \frac{Z^2 \sigma}{\sqrt{n}}$$

(Ecuación 4)

Por tanto el intervalo de confianza será:

$$18,99 \mp \frac{1,96^2(0,877)}{\sqrt{2}}$$

$$17,77\% < p < 20,21\%$$

Nota: en conclusión la proporción media entre hembras y machos estará entre 18 a 20%.

4.1.8.3. Análisis de resultados positivos y negativos por edad

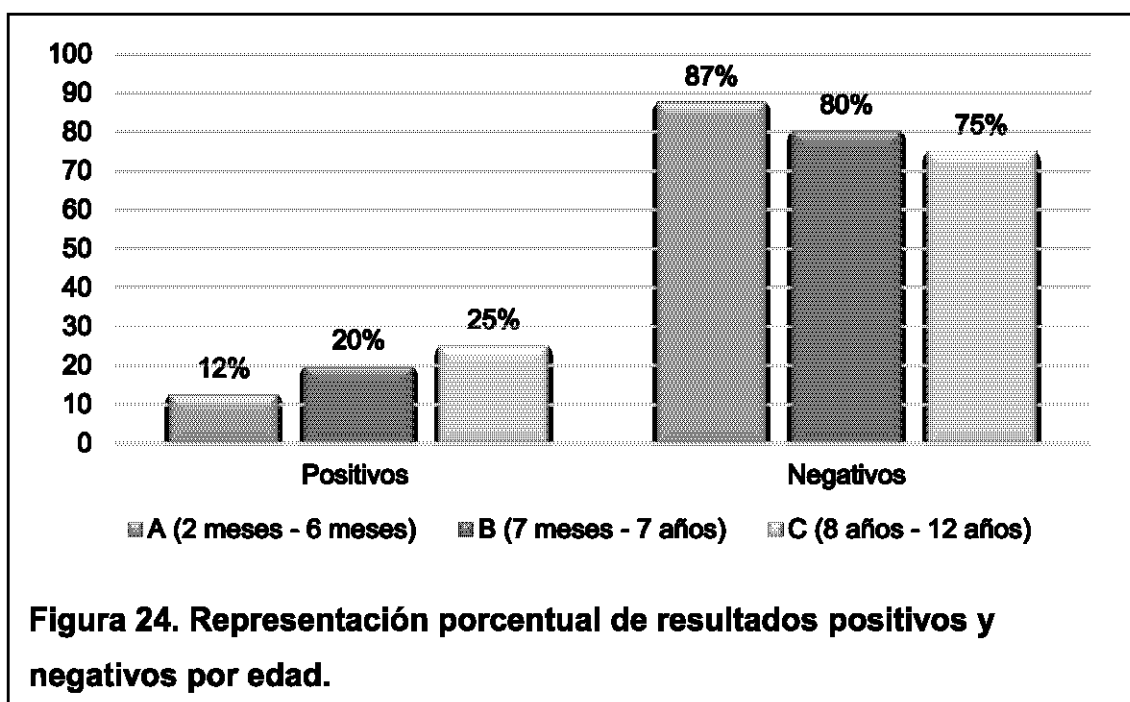
En la tabla 39, de acuerdo a la clasificación de la edad, en la presente investigación se obtuvieron un total de 16 pacientes en el grupo A (2 meses-6 meses) de los cuales 2 fueron positivos correspondientes a 12,5%; 76 pacientes en el grupo B (7 meses-7 años) de los cuales 15 fueron positivos correspondientes a 19,74%; y 8 pacientes en el grupo C (8 años-12 años) de los cuales 2 fueron positivos correspondientes al 25%.

Los datos obtenidos indican una mayor población de caninos ubicados en el grupo B (adultos) dando como resultado un mayor porcentaje de pacientes positivos.

En la revisión bibliográfica no se menciona ninguna relación de las enfermedades hemoparasitarias con la edad.

Tabla 39. Resultados de pacientes positivos y negativos por edad.

EDAD	TOTAL	Positivos		Negativos	
		Frecuencia	%	Frecuencia	%
A (2 meses - 6 meses)	16	2	12,5	14	87,5
B (7 meses - 7 años)	76	15	19,74	61	80,26
C (8 años - 12 años)	8	2	25,00	6	75,00
TOTALES	100	19		81	



Nota: la prueba Ji cuadrado confirma la inexistencia de relación entre la edad y la prevalencia de enfermedades hemoparasitarias en los caninos estudiados, al obtenerse un valor de 0,368 y un valor P de 0,83.

Se ha podido obtener de estos valores, la media, la desviación estándar y de ello el intervalo de confianza para la población como sigue:

Media (\bar{X}) = 9,86

Desviación estándar (σ) = 4,63

La fórmula para el intervalo de confianza es:

$$\bar{X} \mp \frac{Z^2 \sigma}{\sqrt{n}}$$

Por tanto el intervalo será:

$$9,86 \mp \frac{1,96^2(4,63)}{\sqrt{100}} = 9,86 \mp 1,77$$

$$8,08 < \mu < 11,64$$

Nota: en conclusión el promedio de la edad de los caninos está entre 8 y 12 años.

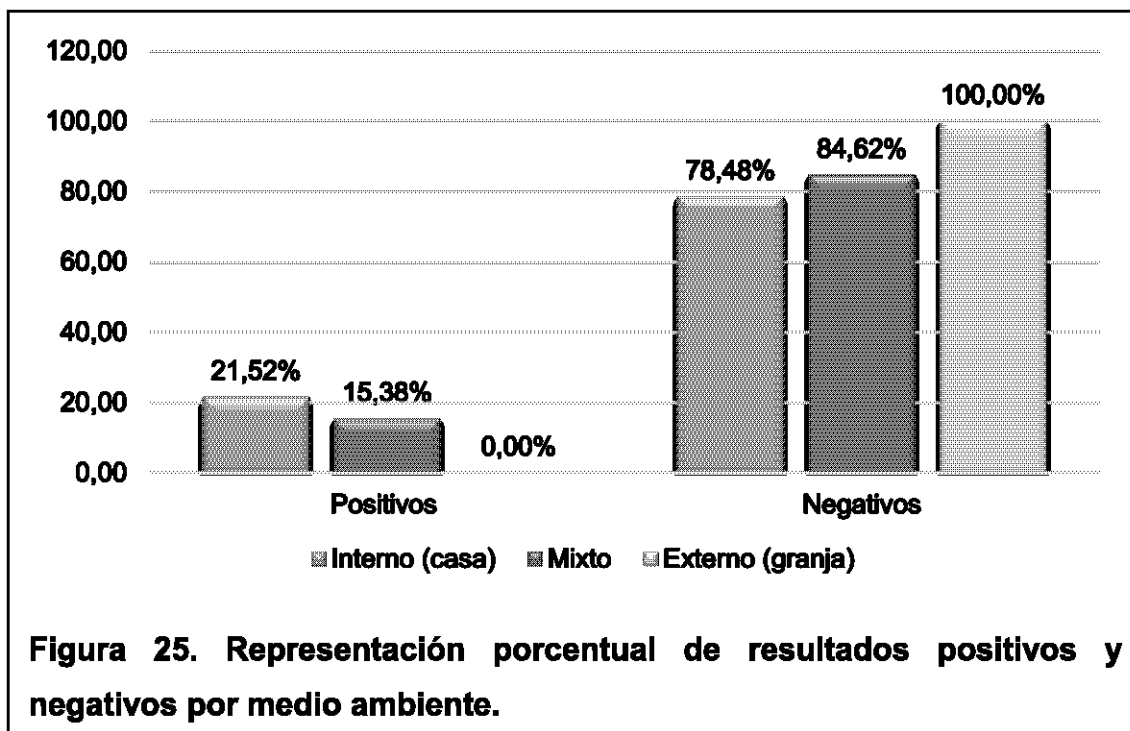
4.1.8.4. Análisis de resultados positivos y negativos por medio ambiente

En la tabla 40, de este estudio se obtuvieron un total de 79 caninos que habitan dentro de casa, no tienen contacto con perros callejeros, de los cuales 17 son positivos correspondientes al 21,52%; 13 caninos se encuentran en un ambiente mixto (salían esporádicamente de casa), de los cuales 2 son positivos correspondientes al 15,38% y 8 caninos que habitan en granjas o fincas de los cuales ninguno es positivo.

De acuerdo a la revisión bibliográfica las características de altitud y de clima que predisponen a enfermedades hemoparasitarias concuerdan con las de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas, haciendo de esta ciudad un ambiente apto para estas enfermedades, sin embargo los resultados del estudio muestran no existir una relación entre el medio donde habitan los caninos y que exista mayor o menor prevalencia de las enfermedades en estudio.

Tabla 40. Resultados de pacientes positivos y negativos por medio ambiente.

MEDIO AMBIENTE	TOTAL	Positivos		Negativos	
		Frecuencia	%	Frecuencia	%
Interno (casa)	79	17	21,52	62	78,48
Mixto	13	2	15,38	11	84,62
Externo (granja)	8	0	0,00	8	100,00
TOTALES	100	19		81	



Nota: al realizar la prueba Ji cuadrado se puede obtener un valor de 2,31 y un valor P de 0,315 .

El resultado de la prueba Ji cuadrado (2,31) no muestra dependencia entre las variables, pues el valor límite de tabla Ji cuadrado con un valor P 0,05 es de 5,99, por tanto se puede concluir que no existe dependencia entre el medio ambiente donde habitan los caninos y la prevalencia de enfermedades hemoparasitarias para el estudio realizado en la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas. Este resultado está dado principalmente debido a que el estudio solo ha tenido una muestra de 8 caninos que habitan en ambiente externo y 13 caninos en ambiente mixto, pero que de igual forma que los demás son perros domésticos.

Al analizar el intervalo de confianza de la proporción de positivos entre los diferentes ambientes en los cuales han estado los caninos, se pudo obtener lo siguiente:

Media (\bar{X}) = 12,33%

Desviación estándar (σ) = 11.086

La fórmula para el intervalo de confianza es:

$$\bar{X} \mp \frac{Z^2 \sigma}{\sqrt{n}}$$

Por tanto el intervalo será:

$$12,33 \mp \frac{1,96^2(11,086)}{\sqrt{2}}$$

$$-3,06\% < p < 27,66\%$$

Nota: por tanto la proporción media entre los caninos que habitan en los diferentes ambientes es muy variada llegando a cero en ciertos casos, puesto que la cantidad de caninos es muy distinta los que viven en cada ambiente.

Capítulo V

5. Conclusiones:

- La utilidad de un método diagnóstico rápido como la utilización del Snap 4Dx Plus (IDEXX®), constituye una herramienta para el médico veterinario que sumados a la historia clínica, análisis de signos clínicos y hallazgos de laboratorio permiten hacer un diagnóstico más preciso.
- Según el Snap 4Dx Plus (IDEXX®), menciona que es un estudio completo para el diagnóstico de cuatro enfermedades hemoparasitarias, con una sola prueba ELISA se puede llegar al diagnóstico y establecer un tratamiento temprano al paciente afectado, sin embargo debería acompañarse de otras técnicas de apoyo diagnóstico.
- Las enfermedades hemoparasitarias afectaron más a perros mayores a 6 meses hasta 7 años del grupo adultos, correspondientes al 19,74% de positivos.
- La información bibliográfica demuestra que el medio ambiente en el que se desarrolla el paciente y la presencia de vectores (garrapatas, mosquitos, pulgas) influye sobre el contagio de enfermedades hemoparasitarias, por lo tanto Santo Domingo de los Tsáchilas cuenta con un ambiente apto para el desarrollo de estas enfermedades.
- Se pudo realizar el análisis de cruce de variables entre sexo, raza, edad, medio ambiente y la prevalencia de hemoparásitos, a través de la prueba Ji cuadrado, sin obtenerse dependencia entre las mismas con la prevalencia.
- Se obtuvo una prevalencia del 19% para enfermedades hemoparasitarias en la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas, siendo la de mayor prevalencia la Anaplasmosis con 10%, Ehrlichiosis 7%, Dirofilariasis 3% y Borreliosis 1%, llegando a identificar enfermedades sub diagnosticadas en nuestro país, dejando este trabajo como base para futuras investigaciones.
- El análisis por intervalo de confianza realizado a través del análisis de Rogan- Gladen, ha demostrado que en la población de Santo Domingo de los Tsáchilas con relación a la prevalencia de *A. phagocytophilum*/*A. platys*

existe mayor prevalencia en el sector, que en otros sectores donde se han realizado el estudio tanto a nivel nacional como internacional.

- Se constató una deficiencia en cuanto al manejo diagnóstico y clínico de los pacientes que llegan a las clínicas veterinarias seleccionadas, teniendo falta de información de enfermedades hemoparasitarias y pruebas diagnósticas como el Snap 4Dx.
- Un diagnóstico eficaz y control veterinario realizado a tiempo acompañado de un seguimiento puede prevenir el desarrollo de enfermedades hemoparasitarias en la zona de Santo Domingo de los Tsáchilas.
- Para obtener las muestras primero se dio información mediante trípticos informativos ilustrando las técnicas de prevención a los propietarios de las mascotas, las muestras obtenidas fueron procesadas y analizadas en las clínicas veterinarias de la ciudad, donde se entregaron los resultados a los propietarios, en casos positivos el médico veterinario de cabecera de cada paciente se encargó del tratamiento.
- Este estudio contribuyó con la educación de la población, porque hay desconocimiento de las enfermedades hemoparasitarias por parte de los propietarios de las mascotas que habitan en la zona urbana de la ciudad.

Capítulo VI

6. Recomendaciones:

- Se recomienda la utilización de pruebas de laboratorio como el Snap 4Dx Plus (IDEXX®), ya que es de gran ayuda para el diagnóstico de enfermedades hemoparasitarias, tomando en cuenta que son enfermedades de interés en salud pública.
- Es recomendable un control del médico veterinario para evitar enfermedades transmitidas por vectores (ETVS), mediante la utilización de desparasitantes externos, aplicados periódicamente de acuerdo a las necesidades de los pacientes.
- Es importante la actualización de conocimientos por parte de los médicos veterinarios acerca de las enfermedades transmitidas por vectores, su diagnóstico y tratamiento, lo que ayudará a una mejor instrucción a los propietarios de las mascotas y evitará la transmisión de enfermedades zoonóticas.
- Evitar exponer a los caninos a lugares en donde hay incidencia de garrapatas, mosquitos, pulgas, ya que el medio ambiente de Santo Domingo de los Tsáchilas es apto para el desarrollo de vectores que son transmisores de enfermedades hemoparasitarias.
- Se recomienda no vacunar indiscriminadamente a los caninos con Ivomec (producto diseñado para ganado vacuno y porcino), ya que este producto es altamente tóxico para los caninos.
- Es recomendable utilizar pinzas y guantes para evitar el contacto directo con las garrapatas.
- Es recomendable realizar nuevas investigaciones acerca de este tema en nuestro país y complementarlo con el uso de otras pruebas diagnósticas.
- Se recomienda realizar más de un prueba en caso de pacientes negativos infestados por garrapatas, por el tiempo de incubación de cada enfermedad.

REFERENCIAS

- Achá, N. y Szyfres, B. (2003). Zoonosis y Enfermedades Transmisibles Comunes al Hombre y a los Animales. (3^a.ed.). (pp. 94-99). Washington, DC: Panamericana.
- Alleman, R., y Couto, G. (2013). Análisis para enfermedades transmitidas por garrapatas. Recuperado el 21 de noviembre de 2013 de <https://vet.osu.edu/sites/default/files/documents/pdf/vmc/greyhound/spanish/Garrapatas.pdf>
- Arraga, C. (2008). Ehrlichiosis en Caninos y Felinos. Recuperado el 21 de noviembre de 2013 de <http://elperrunodigital.blogspot.com/2006/05/ehrlichiosis-en-caninos-y-felinos.html>
- Barr, S. y Bowman, D. (2008). La consulta veterinaria en 5 minutos. Enfermedades infecciosas y parasitología en caninos y felinos. (1^a.ed.). (pp. 133-140). Buenos Aires: InterMédica.
- Bayard, M., Bansal, A., Girao, G., Seiter, K., Nelson, J., y Liveris, D. (2008). In vivo and in vitro studies on *Anaplasma phagocytophilum* infection of the myeloid cells of a patient with chronic myelogenous leukaemia and human granulocytic ehrlichiosis. Recuperado el 24 de noviembre de 2013 de <http://www.iqb.es/hematologia/atlas/infecciones/anaplasmosis.htm>
- Beer, J. (1999). Enfermedades Infecciosas de los animales Domésticos. (pp. 213-214). España: Acribia.
- Belerenian, G., Mucha, C., Camacho, A., y Grau, J. (2007). Afecciones cardiovasculares en pequeños animales. (2^a.ed.). (pp. 335-346). Buenos Aires, Argentina: InterMédica.
- Birchard, J. y Sherding, G. (2000). Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies. (2^a.ed.). (pp. 147-149). Madrid, España: McGraw-Hill.
- Bonagura, D. (2008). Terapéutica Veterinaria de Pequeños Animales. (1^a.ed.). (pp. 315-320; 343-348). España: Elsevier.

- Borchert, A. (2008). Parasitología veterinaria. *Dirofilaria*. (4ª.ed.). (p. 165). Zaragoza, España: Acribia.
- Bowman, D. (2011). Enfermedades transmitidas por vectores. Parasitología para veterinarios. (9ª.ed.). (pp. 244-248). Barcelona, España: Elsevier.
- Buitrago, D., y Pachón, H. (2008). Vectores. Epidemiología de las Rickettsiosis, una revisión narrativa, 18-19.
- Caride, E. (2002). *Epidemiología de "Borrelia burgdorferi S L" (Enfermedad de Lyme)* en un ecosistema de Pinar de Montaña Supramediterráneo. Transmisión del agente (*Borrelia burgdorferi*) de la garrapata al hospedador. Recuperado el 01 de agosto de 2014 de <http://biblioteca.ucm.es/tesis/vet/ucm-t26126.pdf>
- Charlie, A. (2009). Enfermedad de Lyme. Recuperado el 20 de noviembre de 2013 de <http://miradadeastronomo.blogspot.com/search/label/Enfermedades%20Infecciosas>
- Cordero, M., Rojo, F., Martínez, A., Sánchez, C., Hernández, S., Navarrete, I., Diez, P., Quiroz, H., y Carvalho, M. (2002). Parasitología Veterinaria. Parasitosis del perro y del gato. (pp. 35-38, 615-725). México, D.F.: McGraw-Hill-Interamericana.
- Coté, E. (2010). El consultor en la clínica veterinaria perros y gatos. (1ª.ed.). (pp. 146-148, 396-444). Buenos Aires: InterMédica.
- Delgado, S. (1993). Revisión Bibliográfica de la enfermedad de Lyme. Tesis de licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Veracruzana. (p. 85). Veracruz, México.
- Domínguez, G. (2011). Tesis de grado. Prevalencia e identificación de hemoparásitos (*Ehrlichia canis*, *Babesia canis* y *Anaplasma phagocytophilum*) en perros de la ciudad de Cuenca. Recuperado el 12 de marzo de 2014 de <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/3024/1/tv199.pdf>
- Duncan, J., Hart, G., Armour, Y., Dunn, A., y Jennins, F. (2008). Protozoo de clasificación incierta. *Anaplasma*. Parasitología veterinaria. (pp. 158-194). Glasgow, Escocia: Acribia.

- Enzifarma (2009). Catálogo de productos. Tubos con EDTA. Recuperado el 24 de noviembre de 2013 de <http://www.enzifarma.pt/vac/catalogovacu.pdf>
- Epitools (2014). Estimated true prevalence and predictive values from survey testing. Tomado de <http://epitools.ausvet.com.au/content.php?page=TruePrevalence&SampleSize=100&Pos=3&Sens=0.992&Spec=1&M=&R=&Conf=0.95>
- Ettinger, S., y Feldman, E. (2007). Tratado de Medicina Interna Veterinaria. (6ª.ed.). (pp. 1118-1136). Madrid, España: Elsevier.
- Ford, B. (2008). Signos Clínicos y Diagnóstico en Pequeños Animales. (1ª.ed.). (pp. 113-114). Buenos Aires, Argentina: Panamericana.
- Fúnez, A, Abad, M, Silva, A. (1992) Caso Clínico Tratamiento quirúrgico del síndrome de venas cavas. Huelva.
- Gittins, J. (2013). Síntomas de la anaplasmosis canina. Recuperado el 26 de diciembre de 2013 de http://www.ehowenespanol.com/sintomas-anaplasmosis-canina-lista_101288/
- Gómez, N., y Guida, N. (2010). Enfermedades infecciosas caninas y felinas. (pp. 574-579, 207-212, 313-317). Argentina: InterMédica.
- Greene, C. (2008). Enfermedades infecciosas del perro y gato. (3ª.ed.). (pp. 521-528). Buenos Aires, República Argentina: InterMédica.
- Guerrero, G., y Vollmer, N. (2009). Enfermedades causadas por helmintos en perros y gatos. Una guía para el clínico de animales de compañía. (1ª.ed.). (pp. 31-35). Buenos Aires: InterMédica.
- IDEXX Laboratorios (2013). Snap 4DX Plus. Procedimiento de análisis. Recuperado el 23 de diciembre de 2013 de <http://www.idexx.es/smallanimal/inhouse/snap/feline-combo.html>
- IEEFA (2012). Instituto de Educación Especial Fe y Alegría. Contexto Geográfico y Social de Santo Domingo de los Tsáchilas. Recuperado el 22 de noviembre de 2013 de <http://ieefya.blogspot.com/p/contexto-geografico-y-social.html>
- Junquera, P. (2011). *Dirofilaria* spp., gusano del corazón de perros y gatos. Biología, prevención y control. *Dirofilaria immitis*, *dirofilaria repens*. Recuperado el 26 de octubre de 2013 de

http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=1465&Itemid=1596

Kassai, T. (2007). *Helmintología veterinaria*. (1ª.ed.). (pp. 117-122). Zaragoza, España: Acribia, S.A.

Laboratoriosprovet. (s.f.). Conceptos generales del parasitismo. Recuperado el 15 de octubre de 2013 de <http://es.scribd.com/doc/231310434/Conceptos-Generales-Del-Parasitismo>

Lagos, E. (2009). Estudio de casos con sintomatología compatible a hemoparásitos. Recuperado el 10 de octubre de 2013 de <http://www.engormix.com/MA-ganaderia-carne/sanidad/articulos/estudio-casos-con-sintomatologia-t2392/p0.htm>

León, A. y Rosales, D. (2007). *Ehrlichiosis canina*. (2ª.ed.). (pp. 30-45). Málaga, España: Acribia.

Marqués, E. (2011). *Ehrlichia canis, Rickettsia conorii e Anaplasma phagocytophilum*. Estudio de Prevalencia por IFI e PCR, en población canina da área metropolitana do Porto. (pp. 28-54). Instituto de Ciencias Biomédicas.

Márquez, I. (2011). Tesis de grado. Diagnóstico de enfermedades hemáticas en caninos en la ciudad de Milagro mediante el uso kits snap 4DX. Recuperado el 10 de marzo de 2014 de <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/856/1/Marquez%20Cabrera%20Ismael%20Emilio203.pdf>

Mass, J., Pérez, G., Sigal, G. (2009). La babesiosis canina ya no es exótica. Recuperado el 10 de octubre de 2013 de <http://argos.portalveterinaria.com/noticia/1374/Articulos-archivo/La-babesiosis-canina:-¡ya-no-es-exótica.html>

Meneses, A., Pérez, C., Morales, A., China, R., Castro, C. (2008). Incidencia de *Dirofilaria* en perros: Epidemiología, tratamiento, y comparación de dos técnicas diagnósticas. Recuperado el 20 de octubre de 2013 de <http://www.vet-uy.com/articulos/caninos/050/0017/can0017.htm>

- Morgan, R., Bright, R., Bright, M., y Swartout, S. (2008). Alteraciones de los leucocitos. Causas de Eosinofilia. Clínica de pequeños animales. (4^a.ed.). (pp. 1175-1826). Madrid, España: Elsevier.
- Notarnicola, J., (1997). Filarias de importancia sanitaria. *Dirofilaria immitis*. (pp. 33-39).
- Osorio, G. (2001). Búsqueda de la espiroqueta *Borrelia burgdorferi* sensu lato mediante PCR en garrapatas ixoideas chilenas silvestres. *Etiología y Epidemiología*. Chile: Revista Chile. Recuperado el 6 de julio de 2014 de http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-98872001000300006
- Pardo, W. (2013). Tesis de grado. Prevalencia de microfilariosis canina en la ciudad de Huaquillas. Recuperado el 10 de marzo de 2014 de <http://repositorio.utmachala.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/3132/1/T-UTMACH-FCS-PRE-100.pdf>
- Parola, P., Davoust, B. y Raoult, D. (2005). Tick – and flea-borne rickettsial emerging zoonoses. (4^a.ed.). (pp. 336-455). México, D.F.: McGraw-Hill.
- Prieto, J. (2010). Anaplasmosis y Ehrlichiosis. Recuperado el 25 de octubre de 2013 de <http://es.scribd.com/doc/37318174/anaplasma-completo>.
- Quiroz, R. H. (2000). *Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos*. (1^a.ed.). (pp. 203-205). México, D. F.: Uteha Noriega.
- Ramsey, I., Tennant, B. (2006). *Manual de enfermedades infecciosas en pequeños animales*. (pp. 1-22). España: BSAVA.
- Rodríguez, I. (2013). Actualización acerca de *Borrelia burgdorferi* sensu lato y enfermedad de Lyme. Ciclo de vida. Recuperado el 01 de agosto de 2014 de http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S037507602013000200002&script=sci_arttext
- Rodríguez, R., González, M., Ramírez, G., Aguilar, A., y Saide, P. (2000). Hemoparásitos de animales domésticos y silvestres. Recuperado el 30 de septiembre de 2013 de <http://www.seduma.yucatan.gob.mx/biodiversidadyucatan/03Parte2/Capitulo5/09Hemoparasitos.pdf>

- Romero, B., Padilla., A., y Alvarado, E. (2011). Cambios hematológicos en pacientes positivos a Ehrlichiosis canina en la ciudad de Lázaro Cárdenas Michoacán. Recuperado el 9 de marzo de 2014 de <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/2011/Diciembre/cambios%20hematologicos%20en%20pacientes%20positivos%20a%20ehrlichiosis%20canina%20en%20la%20ciudad%20de%20lazaro%20cardenas%20michoacan.pdf>
- Russell, L., Gloss, W. (2004). Parasitología clínica veterinaria. (3ª.ed.). (pp. 101-104). Italia: Edi- Ermes.
- Salinas, J. (2011). Prevalencia de Anaplasma phagocytophilum en caninos de Monterrey. Facultad de medicina - UANL. Recuperado el 30 de noviembre de 2013 de <http://www.congresobiomedico.org.mx/memorias2011/htm/1545/632.htm>
- Santacruz, N. (2014). Diagnóstico serológico y citológico de Anaplasmosis en perros de la ciudad de Morelia, Michoacán. Anaplasma phagocytophilum. Recuperado el 01 de agosto de 2014 de http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/2014/05Mayo/narda_alejandra_santacruz_arroyo.pdf
- Senasa. (2008). Dirección Nacional de Sanidad Animal. Manual de Anaplasmosis. Recuperado el 15 de diciembre de 2013 de <http://www.senasa.gov.ar/contenido.php?to=n&in=874&io=3414>
- Shelly, L., Joyce, S., Smith, F., y Tilley, L. (2011). La consulta veterinaria en 5 minutos canina y felina. Pruebas de laboratorio y procedimientos de diagnóstico. (pp. 201-403). Argentina: InterMédica.
- Stanchi, N. (1993). Lyme disease: antibodies against Borrelia burgdorferi in farm workers in Argentina. (pp. 27(4):305-7.) Argentina: Rev. Saude Pública.
- Talavera y Palacios. (2007). El sistema circulatorio, síndrome de la vena cava. Hipertensión pulmonar en perros y gatos. España: Hospital clínico veterinario Universidad de Murcia. Recuperado el 6 de julio de 2014 de

<http://ddd.uab.cat/pub/clivetpeqani/11307064v27n1/11307064v27n1p39.pdf>

- Thompson, M. (2008). Diagnóstico diferencial clínico en pequeños animales. (1ª.ed.). (pp. 72-151). España: Elsevier.
- Tilley, L., Smith, F., Oyama, M y Sleeper, M. (2009). Manual de cardiología canina y felina. (4ª.ed.). (pp. 161-176). España: Elsevier.
- Valeirón, C. (2008). Hemoparasitosis en América Latina: El Caso Venezuela. FAO, 25.
- Villiers, E., Blackwood, L. (2009). Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales. (2ª.ed.). (pp. 684-704). Barcelona: BSAVA.
- Waner, T., y Harrus, S. (2000). Ehrlichiosis monocítica canina. (4ªed.). (pp. 25-30). España: Harcourt Brace.
- Webster, A. (2006). Estadística Aplicada a los negocios y la Economía. México: McGraw Hill.
- Zaldívar, J. (2009). Patologías del perro y el gato. Revista el mundo del perro. Recuperado el 26 de junio de 2014 de <https://jesade.wordpress.com/category/parasitos-externos/>

ANEXOS

Anexo 2. Ficha de identificación clínica de cada paciente.

UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS "UDLA"			
PROYECTO DE TESIS: Identificación de hemoparásitos mediante "Snap Diagnóstico 4Dx Plus" (IDEXX®) en caninos comprendidos entre dos meses a doce años de edad, en clínicas veterinarias urbanas de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas.			
FICHA DE IDENTIFICACIÓN CLÍNICA			
			Fecha:
INFORMACIÓN DEL PROPIETARIO			
Nombre:			
Dirección:			
Teléfono:			
INFORMACIÓN DEL PACIENTE			
Historia clínica:			
Nombre:			
Raza:			
Especie:			
Edad:			
Sexo:			
Esterilizado:	Si.....	No.....	
ANAMNESIS			
EXAMEN CLÍNICO			
Peso:		FC:	
Membranas mucosas:		FR:	
TLLC:		CP:	
GRF:		PA:	
RD:		PULSO:	
RT:		%DH:	T°:
Elaborado por: Henry Calvache Paredes Facultad: Ciencias de la Salud MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA			

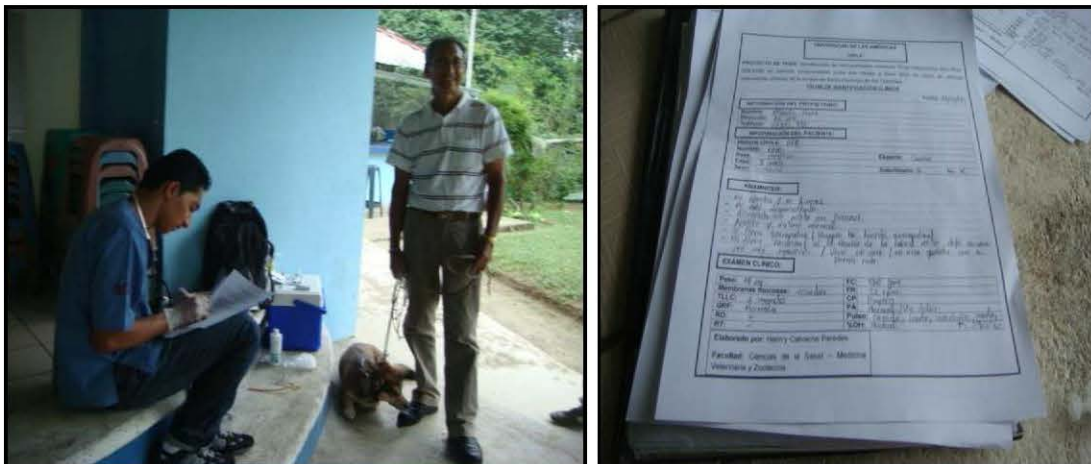
Anexo 3. Registro de resultados de cada paciente.

UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS "UDLA"	
PROYECTO DE TESIS: Identificación de hemoparásitos mediante "Snap Diagnóstico 4Dx Plus" (IDEXX®) en caninos comprendidos entre dos meses a doce años de edad, en clínicas veterinarias urbanas de la ciudad de Santo Domingo de los Tsáchilas.	
HOJA DE REGISTRO DE RESULTADOS	
Fecha: _____	
INFORMACIÓN DEL PROPIETARIO	
Nombre:	_____
Dirección:	_____
Teléfono:	_____
INFORMACIÓN DEL PACIENTE	
Historia clínica:	_____
Nombre:	_____
Raza:	_____
Especie:	_____
Edad:	_____
Sexo:	_____
Esterilizado:	Si..... No.....
RESULTADOS DEL PACIENTE	"Snap Diagnóstico 4Dx Plus" (IDEXX®)
HEMOPARÁSITOS	RESULTADOS
Ehrlichia canis / ewingii	_____
Borrelia burgdorferi (Lyme)	_____
Anaplasma phagocytophilum / platys	_____
Dirofilaria immitis	_____
	
	
Elaborado por: Henry Calvache Paredes Facultad: Ciencias de la Salud MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA	

Anexo 4. Lugar donde se realizó la recolección de muestras sanguíneas (Santo domingo de los Tsáchilas).



Anexo 5. Difusión de información, elaboración de registro clínico y examen físico en caninos antes de la toma de muestras sanguíneas.





Anexo 6. Torniquete en el miembro anterior – vena cefálica para toma de muestra sanguínea.



Anexo 7. Toma de muestra sanguínea.



Anexo 8. Traspaso de sangre venosa de la jeringa a tubos vacutainer.



Anexo 9. Homogenizar la sangre que se encuentra en el tubo vacutainer con el anticoagulante (EDTA).



Anexo 10. Material biológico-sangre de caninos.



Anexo 11. Material general de campo para muestreo.



Anexo 12. Materiales de campo para toma de muestras.

Guantes de diagnóstico



Torundas de Algodón



Rasuradora



Jeringuillas de 5ml



Tubos Vacutainer con EDTA de 1ml (Minicollect®) - 3.7 % de EDTA



Torniquete para uso en pequeños animales



Agua oxigenada



Alcohol antiséptico



Cooler



Anexo 13. Material de laboratorio

Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®)



Pipeta desechable



Tubo de ensayo desechable



Conjugado para la muestra



Protocolo de la fase de laboratorio

Anexo 14. Refrigeración de los Snaps en un cooler.



Anexo 15. Snap y conjugado a temperatura ambiente.



Anexo 16. Proceso inmediato de resultados en el dispositivo Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®).



Anexo 17. Procedimiento de análisis de las muestras sanguíneas mediante Snap Diagnóstico 4Dx Plus (IDEXX®).

- Con la pipeta del kit, verter 3 gotas de muestra en un tubo de ensayo nuevo (sangre entera)



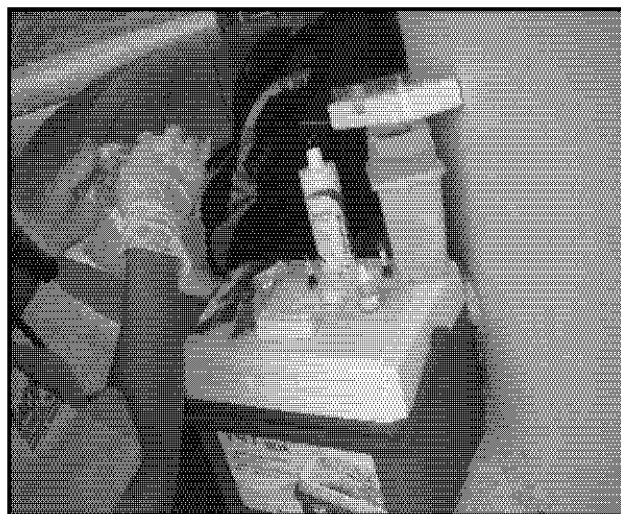
- Agregar 4 gotas de conjugado al tubo de ensayo, sosteniendo la botella en posición vertical



- Tapar el tubo de ensayo y mezclarlo a fondo, invirtiéndolo entre 3 y 5 veces



- Colocar el dispositivo "Snap Diagnóstico 4Dx Plus" (IDEXX) sobre una superficie horizontal



- Agregar todo el contenido del tubo de ensayo en el pocillo de muestras, teniendo cuidado de no verter el contenido fuera de dicho pocillo



- La muestra fluirá por la ventana de resultados, alcanzando el círculo de activación en aproximadamente 30-60 segundos



- En cuanto aparezca color en el círculo de activación, presionar el activador con firmeza hasta que quede al ras con el cuerpo del dispositivo



- Leer los resultados del análisis cuando hayan pasado ocho minutos, por eso se justifica que la prueba es rápida, segura y específica en un 98%



- Finalmente, se podrá observar en la ventana de resultados de dicho dispositivo la coloración de puntos con el fin de indicar un valor negativo o positivo



Resultado negativo



Resultado positivo a
Anaplasma phagocytophilum

Anexo 18. Resultados de diagnósticos positivos a las cuatro enfermedades hemoparasitarias.

Paciente positivo a *E. canis/ewingii*

Pastor Alemán, hembra entera, 8 meses, mucosas ictéricas, TLLC: 2 segundos, GRF: inflamados, presencia de petequias. T°: 40°C. Anteriormente presencia de ectoparásitos (garrapatas).



Paciente positivo a *A. phagocytophilum*/platys

Schnauzer, hembra entera, 3 años, mucosas rosadas, TLLC: 2 segundos, GRF: normales, está en labor de parto. T°: 38,7°C. Presencia de ectoparásitos (garrapatas) al momento de la consulta.

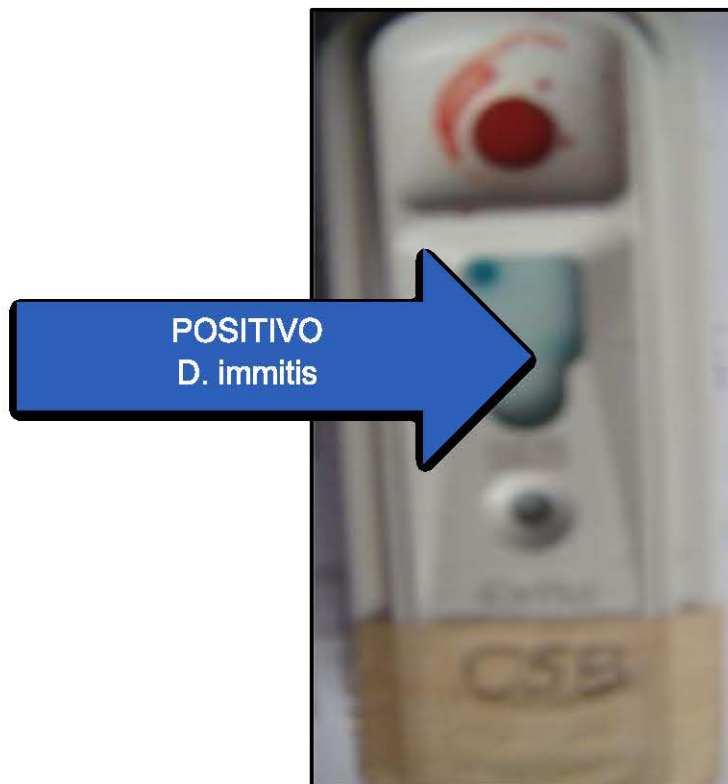


POSITIVO
A. phagocytophilum/platys



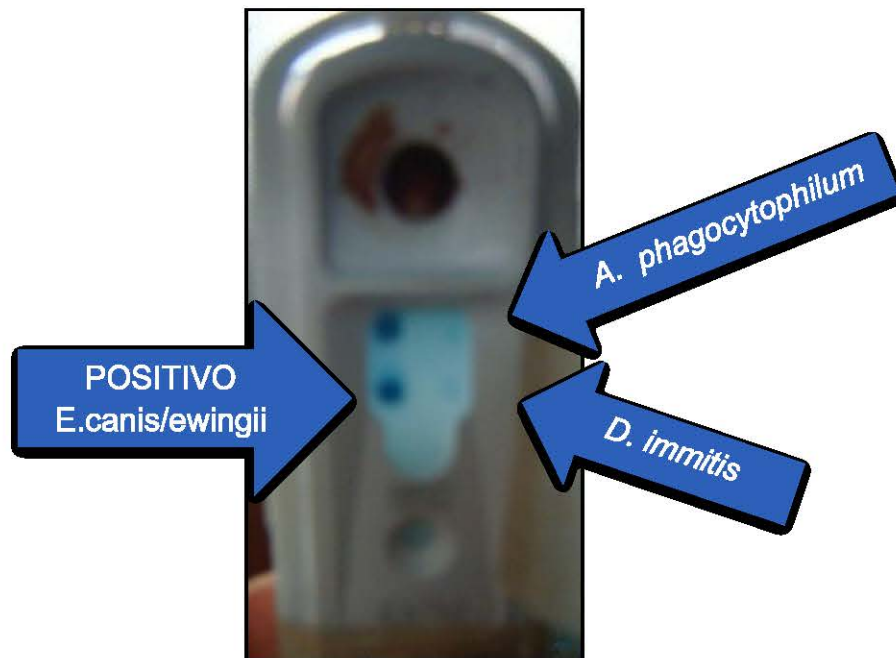
Paciente positivo a *D. immitis*

Mestizo, macho entero, 3 años, mucosas pálidas, TLLC: 2 segundos, GRF: inflamados, RT: positivo (tos), decaído. T°: 38,5°C. Presencia de ectoparásitos (garrapatas) al momento de la consulta.



Paciente positivo a tres enfermedades hemoparasitarias diagnosticadas en el mismo Snap 4Dx Plus (IDEXX®) (E. canis/ewingii, A. phagocytophilum/platys y D. immitis)

Pastor Alemán, macho entero, 10 años (geriátrico), mucosas pálidas, TLLC: 1 segundo, GRF: inflamados, DH: 7%, decaído, inapetencia, tiene problemas piel (demodex), letargia, hace 1 año fue la última desparasitación, habita solo en ambiente externo. Presencia de ectoparásitos (garrapatas) al momento de la consulta.



Anexo 19. Resultados generales de pacientes muestreados.

TABLA DE RESULTADOS

Paciente N°	Raza	Sexo	Edad	Etapa de Vida	Medio ambiente	RESULTADOS			
						Ehrlichia canis/ E. ewingii	Borrelia burgdorferi (Enfermedad de Lyme)	Anaplasma phagocytophilum/ A. platys	Dirofilaria immitis
1	Pequinés	Hembra	2 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
2	Schnauzer	Hembra	3 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo
3	Mestizo	Hembra	5 años	Adulto	Mixto	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
4	Cocker Spaniel	Hembra	6 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
5	Schnauzer	Macho	1 año	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
6	Cocker Spaniel	Macho	3 meses	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
7	Cocker Spaniel	Macho	1 año	Adulto	Mixto	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
8	French	Hembra	7 años	Adulto	Mixto	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

	Poodle								
9	Mestizo	Hembra	4 meses	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
10	Mestizo	Hembra	1 año y 2 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
11	Rottweiler	Hembra	4 meses	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
12	French Poodle	Macho	1 año y 5 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
13	French Poodle	Hembra	9 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo
14	French Poodle	Macho	9 meses	Adulto	Mixto	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
15	French Poodle	Hembra	4 años	Adulto	Mixto	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
16	French Poodle	Macho	3 años	Adulto	Mixto	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo
17	Mestizo	Hembra	1 año	Adulto	Interno (casa)	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo
18	Mastín Napolitano	Macho	9 meses	Adulto	Externo (granja)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
19	Mastín Napolitano	Macho	6 meses	Cachorro	Externo (granja)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

20	Mastín Napolitano	Hembra	9 meses	Adulto	Externo (granja)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
21	Mastín Napolitano	Hembra	2 años y 5 meses	Adulto	Externo (granja)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
22	Mestizo	Hembra	3 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
23	Pitbull	Macho	9 meses	Adulto	Interno (casa)	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo
24	Shih-Tzu	Hembra	3 meses y medio	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
25	French Poodle	Macho	2 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
26	French Poodle	Macho	7 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
27	French Poodle	Macho	5 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
28	Husky Siberiano	Macho	5 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
29	French Poodle	Macho	3 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo
30	Boxer	Macho	5 meses	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

31	Schnauzer	Hembra	3 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo
32	French Poodle	Hembra	2 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
33	Labrador	Hembra	2 meses	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
34	Labrador	Hembra	2 meses	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
35	Pastor Alemán	Macho	1 año	Adulto	Externo (granja)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
36	Pastor Alemán	Hembra	1 año	Adulto	Externo (granja)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
37	Pastor Alemán	Macho	2 años	Adulto	Externo (granja)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
38	Pastor Alemán	Macho	4 meses	Cachorro	Externo (granja)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
39	Schnauzer	Macho	1 año y 5 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
40	Pastor Alemán	Hembra	8 meses	Adulto	Interno (casa)	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo
41	French Poodle	Hembra	4 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

42	Mestizo	Hembra	1 mes y medio	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
43	Golden Retriever	Macho	1 año y 7 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
44	French Poodle	Macho	2 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
45	Pitbull	Hembra	10 años	Geriátrico	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
46	French Poodle	Macho	2 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
47	French Poodle	Macho	1 año	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
48	Gran Danés	Macho	8 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
49	Doberman Pinscher	Macho	1 año	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
50	Cocker Spaniel	Hembra	8 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
51	Akita	Macho	9 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Positivo	Negativo	Negativo
52	Doberman Pinscher	Hembra	6 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

53	French Poodle	Hembra	3 años	Adulto	Mixto	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo
54	French Poodle	Macho	5 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
55	Pitbull	Macho	5 meses	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
56	Cocker Spaniel	Macho	6 meses	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo
57	Mestizo	Hembra	3 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
58	Mestizo	Macho	3 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Positivo
59	French Poodle	Hembra	3 años	Adulto	Mixto	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
60	French Poodle	Hembra	2 años	Adulto	Mixto	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
61	Mestizo	Macho	5 meses	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
62	Mestizo	Hembra	5 meses	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
63	Mestizo	Hembra	1 año y 6 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
64	Mestizo	Macho	4 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
65	Doberman Pinscher	Hembra	10 años	Geriátrico	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

66	Mestizo	Hembra	6 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
67	Pastor Alemán	Macho	2 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
68	Mestizo	Macho	6 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
69	Mestizo	Macho	10 años	Geriátrico	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
70	Boxer	Macho	9 años	Geriátrico	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
71	Sharpei	Hembra	5 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
72	French Poodle	Hembra	9 años	Geriátrico	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
73	Mestizo	Hembra	4 meses	Cachorro	Mixto	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
74	Pastor Alemán	Macho	10 años	Geriátrico	Interno (casa)	Positivo	Negativo	Positivo	Positivo
75	French Poodle	Macho	3 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
76	French Poodle	Hembra	5 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
77	Mestizo	Macho	3 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
78	Labrador	Macho	2 años	Adulto	Mixto	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
79	Mestizo	Macho	5 años	Adulto	Mixto	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

80	Mestizo	Hembra	4 meses	Cachorro	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Positivo
81	French Poodle	Macho	3 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
82	Mestizo	Macho	8 años	Geriátrico	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
83	Schnauzer	Macho	2 años	Adulto	Interno (casa)	Positivo	Negativo	Negativo	Negativo
84	French Poodle	Macho	8 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
85	Mestizo	Hembra	3 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
86	Mestizo	Macho	8 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
87	Mestizo	Hembra	8 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
88	Teckel	Hembra	5 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
89	Sharpei	Hembra	1 año y 6 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
90	Sharpei	Macho	1 año y 10 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo
91	Golden Retriever	Hembra	2 años	Adulto	Mixto	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
92	Doberman	Hembra	3 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

	Pinscher								
93	Sharpei	Hembra	2 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo
94	Pequinés	Macho	2 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
95	Labrador	Macho	8 meses	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
96	Pequinés	Macho	5 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo
97	Pequinés	Hembra	8 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Positivo	Negativo
98	French Poodle	Macho	7 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
99	French Poodle	Hembra	9 años	Geriátrico	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
100	Schnauzer	Hembra	4 años	Adulto	Interno (casa)	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo