



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS
NATURALES RENOVABLES

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TÍTULO:

**"DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS Y ANAPLASMOSIS CANINA EN
PERROS DE LOS BARRIOS RURALES DEL CANTÓN CATAMAYO DE LA
PROVINCIA DE LOJA A TRAVÉS DEL TEST SNAP *4DX* CANINO".**

TESIS DE GRADO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL
TÍTULO DE MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA.

AUTORA:

Mayra Alejandra Peñaloza Loja

DIRECTOR:

Dr. Dubal Antonio Jumbo Jimba Mg. Sc.

Loja - Ecuador

2015

CERTIFICACIÓN DEL DIRECTOR DE TESIS

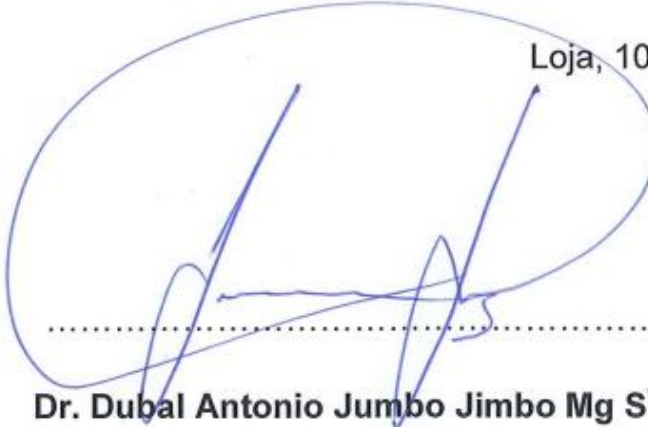
Dr. Dubal Antonio Jumbo Jimbo Mg Sc.

DIRECTOR DE TESIS

CERTIFICA:

Que se ha **CONCLUIDO DENTRO DEL CRONOGRAMA APROBADO** el Trabajo de investigación titulado, **“DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS Y ANAPLASMOSIS CANINA EN PERROS DE LOS BARRIOS RURALES DEL CANTÓN CATAMAYO DE LA PROVINCIA DE LOJA A TRAVÉS DEL TEST SNAP *4DX* CANINO”**, de la señorita **MAYRA ALEJANDRA PEÑALOZA LOJA**, egresada de la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

Atentamente,



Loja, 10 de Junio del 2015.

Dr. Dubal Antonio Jumbo Jimbo Mg Sc.

DIRECTOR DE TESIS

CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

**“DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS Y ANAPLASMOSIS
CANINA EN PERROS DE LOS BARRIOS RURALES DEL
CANTÓN CATAMAYO DE LA PROVINCIA DE LOJA A
TRAVÉS DEL TEST SNAP *4DX* CANINO”**

Tesis presentada al Tribunal de Grado, como requisito previo a la
obtención del título de:

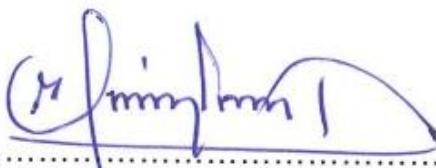
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

APROBADA:



.....

Dra. Patricia Soledad Ayora Fernández

PRESIDENTE DEL TRIBUNAL


.....

Dr. Ignacio Gómez Orbes Esp.
VOCAL DEL TRIBUNAL


.....

Ing. Nohemí Jumbo Benítez Mg. Sc
VOCAL DEL TRIBUNAL

AUTORÍA

Yo, Mayra Alejandra Peñaloza Loja, declaro ser autora del presente trabajo de investigación y eximo a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos o acciones legales, por el contenido de la misma.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de esta tesis en el Repositorio Institucional-Biblioteca Virtual.

Autor: Mayra Alejandra Peñaloza Loja.

Firma: .....

Cédula: 0795911097

Fecha: Loja, 10 de Junio del 2015

**CARTA DE AUTORIZACIÓN DE TESIS POR PARTE DEL AUTOR PARA
LA CONSULTA, REPRODUCCIÓN PARCIAL O TOTAL Y PUBLICACIÓN
ELECTRÓNICA DEL TEXTO COMPLETO**

Yo Mayra Alejandra Peñaloza Loja declaro ser autora de la tesis titulada **"DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS Y ANAPLASMOSIS CANINA EN PERROS DE LOS BARRIOS RURALES DEL CANTÓN CATAMAYO DE LA PROVINCIA DE LOJA A TRAVÉS DEL TEST SNAP *4DX* CANINO"**, como requisito para optar por el grado de Médica Veterinaria Zootecnista, autorizo al Sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos, muestre al mundo la producción intelectual de la Universidad a través de la visibilidad de su contenido en el Repositorio Digital Institucional (RDI):

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en las redes de información del país y del exterior.

La Universidad Nacional de Loja no se responsabiliza por el plagio o copia de la tesis que realice un tercero.

Por constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja a los diez días del mes de Junio de dos mil quince, firma el autor.

Firma: 

Autor: Mayra Alejandra Peñaloza Loja

Número de cédula: 0705911097

Dirección: Calle Francisco Nariño / Miguel Hidalgo. Cdla. Daniel Alvarez.

Correo electrónico: Ale_lee@hotmail.es

Teléfono móvil: 0982858744.

DATOS COMPLEMENTARIOS

Director de Tesis: Dr. Dubal Antonio Jumbo Jimbo, Mg. Sc.

Tribunal de Grado: Dra. Patricia Soledad Ayora Fernández

Dr. Ignacio Gómez Orbes Esp.

Ing. Nohemí Jumbo Benítez Mg. Sc

AGRADECIMIENTO

Al culminar mi trabajo investigativo al cual le he dedicado un tiempo muy productivo para su desarrollo y al tener muy presente que todo lo aprendido en las aulas universitarias me sirvió de gran ayuda tanto para desarrollo personal como para aportar al servicio y desarrollo de la comunidad y de futuras generaciones, agradezco a Dios por darme la vida y la potestad para realizar y alcanzar todos los objetivos trazados.

A la Universidad Nacional de Loja, al Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables, a la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia, a sus docentes que me supieron guiar con sus enseñanzas a través de los diferentes módulos, al personal administrativo y en especial al Dr. Dubal Antonio Jumbo Jimbo Mg Sc, director de mi tesis, quien con gran paciencia, responsabilidad y dedicación me supo guiar con sus saberes para culminar este trabajo investigativo.

A toda mi familia quien ha sido mi gran motivación para avanzar en todas mis metas propuestas.

Mayra Alejandra Peñaloza Loja

DEDICATORIA

Con gran amor este trabajo realizado con mucho esfuerzo y dedicación se lo dedico a **Dios** por haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor, a mis amados padres Iván Peñaloza y Dora Loja por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien y ante todo por su amor.

A mis queridos abuelos Gloria y Pacífico por ser mi pilar fundamental de ejemplo y estar siempre conmigo apoyándome este camino recorrido y brindarme su cariño incondicional, A mi primo Luis Ángel y hermanas Nely y Daniela Peñaloza Loja por estar conmigo y apoyarme siempre, los quiero. Al padre Mateo Kang por haber creído en mí y darme sus sabios consejos y apoyo en todo momento.

A todos mis familiares y amigos por compartir conmigo los buenos y malos momentos y apoyarme siempre.

Mayra Alejandra

ÍNDICE GENERAL

CONTENIDO:	PAG.
PORTADA	i
CERTIFICACIÓN	ii
APROBACIÓN	iii
AUTORÍA	iv
CARTA DE AUTORIZACIÓN	v
AGRADECIMIENTO	vi
DEDICATORIA	vii
ÍNDICE GENERAL	viii
ÍNDICE DE CUADROS	x
ÍNDICE DE FIGURAS	xi
TITULO	xii
RESUMEN	xiii
SUMMARY	xiv
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. ENFERMEDAD DE LA DIROFILARIA.....	3
2.2 EPIDEMIOLOGÍA.....	4
2.2.1 Medio Ambiente.....	4
2.3 FISIOPATOLOGÍA DE LA DIROFILARIA.....	8
2.4 SÍNDROMES CLÍNICOS.....	10
2.5 SIGNOS CLÍNICOS.....	13
2.6 DIAGNÓSTICO.....	13
2.7 DIAGNÓSTICO DE LABORATORIO CLÍNICO.....	18
2.8 DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL.....	19
2.9 TRATAMIENTO.....	19
2.10 PREVENCIÓN.....	20
2.11 ENFERMEDAD DE LA ANAPLASMOSIS.....	21
2.12. TRABAJOS RELACIONADOS.....	24

3. MATERIALES Y MÉTODOS	27
3.1 MATERIALES.....	27
3.1.1 Materiales de Campo.....	27
3.1.2 Materiales de Laboratorio.....	27
3.1.3 Materiales de Oficina.....	28
3.2 MÉTODOS.....	29
3.2.1 Delimitación del Área de Estudio.....	29
3.2.2 Tamaño y Selección de la Muestra.....	30
3.2.3 Recopilación de la Información.....	30
3.2.4 Técnicas de Recolección de las Muestras.....	31
3.2.5 Análisis de las muestras.....	31
3.2.6 Variables en estudio.....	37
3.2.7 Procesamiento de la Información.....	38
4. RESULTADOS	39
5. DISCUSIÓN	46
6. CONCLUSIONES	50
7. RECOMENDACIONES	51
8. BIBLIOGRAFÍA	52
9. ANEXOS	57

ÍNDICE DE CUADROS

CONTENIDO:	PAG.
Cuadro 1 Condiciones meteorológicas de Catamayo.....	29
Cuadro 2 Preparación del colorante.....	33
Cuadro 3 Componentes del Kit.....	35
Cuadro 4 Interpretación de los resultados de los análisis.....	36
Cuadro 5 Presencia de Anaplasmosis y Dirofilariosis por barrios en porcentajes	39
Cuadro 6 Presencia de Anaplasmosis y Dirofilariosis por edad en porcentajes	40
Cuadro 7 Presencia de Anaplasmosis y Dirofilariosis por sexo en porcentajes	41
Cuadro 8 Comparación de las técnicas aplicadas en porcentaje	42
Cuadro 9 Alteraciones por biometría hemática en dirofilariosis y anaplasmosis en porcentaje	43

ÍNDICE DE FIGURAS

CONTENIDO:	PAG.
Figura 1 Ciclo biológico de <i>Dirofilaria Immitis</i>	6
Figura 2 Corazón de canino con síndrome de vena cava.....	12
Figura 3 <i>Microfilaria</i> en sangre de canino.....	12
Figura 4 Mapa de los barrios rurales de Catamayo.....	30
Figura 5 Presencia de Anaplasmosis y <i>Dirofilariosis</i> por barrios	39
Figura 6 Presencia de Anaplasmosis y <i>Dirofilariosis</i> por edad	40
Figura 7 Presencia de Anaplasmosis y <i>Dirofilariosis</i> por sexo	41
Figura 8 Comparación de las técnicas aplicadas en porcentaje	42
Figura 9 Alteraciones por biometría hemática en <i>dirofilariosis</i> y anaplasmosis en porcentaje.....	44

**“DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS Y
ANAPLASMOSIS CANINA EN PERROS DE LOS
BARRIOS RURALES DEL CANTÓN CATAMAYO DE LA
PROVINCIA DE LOJA A TRAVÉS DEL TEST SNAP *4DX*
CANINO”**

RESUMEN

La investigación se realizó en 80 muestras de caninos de los barrios rurales del Cantón Catamayo de la Provincia de Loja con el propósito de diagnosticar Dirofilariosis y Anaplasmosis a través del test SNAP* 4Dx* canino. Se utilizó una estadística descriptiva, las variables analizadas fueron: Porcentaje de dirofilariosis y anaplasmosis canina por barrios, edad y sexo; comparación de las técnicas de diagnóstico aplicadas; alteraciones por biometría hemática y preparación de material didáctico. Los resultados muestran que el barrio con mayor incidencia de anaplasmosis es el barrio La Vega con un promedio de 68.8% de positivos, mientras que el barrio menos contaminado es el barrio Trapichillo con un 31.3% de incidencia. Existe un 32.5% de anaplasmosis en perros mayores a un año y un 15% en perros menores a un año. En lo referente a incidencia por sexo los machos mostraron mayor porcentaje de contaminación (30%) que las hembras (22.5%). En la comparación de las técnicas de diagnóstico utilizadas se determinó que las dos técnicas son confiables ya que con el test SNAP* 4Dx* canino se obtuvo un 53.8% y con la tinción de Giemsa 48% de positivos para anaplasmosis y 0% en las dos técnicas para dirofilariosis. En las alteraciones de la biometría hemática se encontró con porcentajes marcados en 30% de pacientes positivos a anaplasmosis presentaron trombocitopenia, 23% anemia, 13% linfocitosis. Finalmente se concluyó el trabajo con la donación de placas de tinción de Giemsa al Laboratorio de Diagnóstico Integral de la Carrera de Medicina Veterinaria de la UNL, como material didáctico para los estudiantes que cursen dicha materia

SUMMARY

The research was done on 80 samples of canine rural suburbs town Catamayo of the Province of Loja with the purpose of diagnose Anaplasmosis and Dirofilariosis through the test SNAP* 4Dx*. Descriptive statistics were used, the variables analyzed were: Percentage of canine heartworm disease and anaplasmosis by districts, age and sex; Comparison of diagnostic techniques applied; alterations in hematological biometry and preparation of training material. The results show that the neighborhood with the highest incidence of anaplasmosis is La Vega with an average of 68.8% positives, while the less polluted neighborhood is the Trapichillo neighborhood with a 31.3% incidence. A 32.5% of anaplasmosis in dogs older than one year and 15% in dogs less than one year. Regarding the male sex incidence showed greater percentage of contamination (30%) than females (22.5%). In the comparison of diagnostic techniques it was determined that the two techniques are reliable because the test SNAP * 4Dx * canine 53.8% was obtained and staining with Giemsa 48% positive for anaplasmosis and 0% in both techniques for heartworm. In the alterations of the blood count was found with percentages marked in 30% of patients positive anaplasmosis presented thrombocytopenia, anemia 23%, 13% lymphocytosis. Finally the work was concluded with the donation of plates Giemsa Comprehensive Diagnostic Laboratory of the School of Veterinary Medicine UNL as educational material for students to take that subject.

1. INTRODUCCIÓN

La Dirofilariosis y Anaplasmosis canina son enfermedades de importancia mundial ya que son capaces de parasitar un amplio rango de huéspedes vertebrados, son transmitidas por vectores como garrapatas y mosquitos. La anaplasmosis produce en el perro un cuadro clínico caracterizado por un síndrome febril y hemolítico, lo que origina cuadros importantes de anemia y hemoglobinuria mientras que la dirofilariosis causa inapetencia, cansancio, adelgazamiento, tos, síncope, dicho parásito tiene predilección por ubicarse a nivel del corazón, llegando en ocasiones a producir severos daños relacionados a fallas circulatorias e incluso la muerte. Al ser el Cantón Catamayo una zona subtropical los caninos de estas zonas son más susceptibles a dichas enfermedades puesto que en los barrios rurales de dicho cantón los cánidos conviven con otras especies de animales como ganado vacuno, caprino y demás, que son portadores de los vectores transmisores de las enfermedades y que fácilmente pueden llegar a parasitar a muchos caninos que alguna de las veces no son desparasitados nunca o en muy pocas ocasiones. En la actualidad, poco se sabe de la epidemiología de estos parásitos en Catamayo, es por ello que este trabajo fue encaminado en diagnosticar la Dirofilariosis y Anaplasmosis canina en perros de los barrios rurales del Cantón Catamayo de la Provincia de Loja a través del test SNAP* 4Dx* canino.

Los objetivos planteados en la presente investigación fueron:

- † Conocer el porcentaje de dirofilariosis y anaplasmosis por sectores, edad y sexo.
- † Comparar las técnicas de diagnóstico directo para Dirofilariosis y Anaplasmosis Canina con el test SNAP* 4Dx*.
- † Relacionar los resultados obtenidos por medio del test SNAP* 4Dx* con los de la Biometría Hemática de los pacientes positivos.

- † Contribuir con el Laboratorio de parasitología en la preparación de material didáctico correspondiente al tema.

- † Socializar los resultados con los estudiantes del módulo de Diagnóstico de Laboratorio.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. ENFERMEDAD DE LA DIROFILARIA

La dirofilariosis, también llamada “heartworm disease” o “enfermedad del gusano del corazón”, es ocasionada por el nematodo de *Dirofilaria immitis*, parásito que en estado adulto se encuentra en el ventrículo derecho y las arterias pulmonares en perros y en menor proporción en los gatos, aunque los hurones también son susceptibles. Se han encontrado también infectados leones marinos de California, focas y osos negros. (Atkins, 1994).

El parásito en estado adulto se localiza en el corazón y las arterias pulmonares, pero su estado larvario (L1) viaja a través del torrente sanguíneo pudiendo alcanzar otros tejidos tales como, riñones, ojo, piel y otros. (Johnstone, 1997)

Cuando la cantidad de parásitos adultos es elevada, se movilizan del ventrículo derecho a la aurícula derecha y la arteria pulmonar. Pueden tener abundante cantidad de parásitos y el número puede superar los 50, o en cantidades aún mayores, en donde estos logran migrar hacia la vena cava. (Rawlings et al., 1997).

Algunos autores reportan que los perros que viven en el exterior, tienen de 4 a 5 más probabilidades de infectarse que los animales caseros y que los perros grandes, son más susceptibles que los pequeños. Los perros machos suelen infectarse con mayor frecuencia.

Las razas expuestas con mayor frecuencia son el Pastor Alemán, el Setter Irlandés, el Pointer Inglés, Retriever y Beagle y son las que por lo común más se infectan. La prevalencia local de la infestación por dirofilarias está influenciada por la cantidad de mosquito presentes, ya que por la presencia de fuentes de agua estancada éstos se reproducen con facilidad. La prevalencia estacional está determinada por la humedad y temperatura.

Un incremento en la presencia del parásito responsable de la *Dirofilariasis* puede estar ligado a algún factor, como los siguientes:

- † Introducción de perros infectados a zonas no endémicas.
- † Incremento de la población humana en áreas rurales, o hábitat natural de mosquitos, lo que permite el contacto entre los vectores y las mascotas.
- † Incremento de la población canina.
- † Presencia de vectores de la *Dirofilaria immitis*, los cuales tienen una mayor prevalencia en riberas de ríos, cerca de lagunas aguas estancadas y pantanos.
- † Adaptación de un rango mayor de temperatura que permita el desarrollo de los estadios larvarios de *Dirofilaria immitis* en los mosquitos.
- † Carencia de técnicas de diagnóstico. (Johnstone et al., 1997)

2.2 EPIDEMIOLOGÍA

2.2.1 Medio Ambiente

Un factor muy importante para el desarrollo de la enfermedad es la temperatura, ya que para que se desarrolle la larva L3 de *Dirofilaria immitis* en los mosquitos, se necesita una temperatura de 27°C por 2 semanas, ésta, no se desarrolla a 14°C o menos.

Se pueden mencionar algunas razones que pueden explicar la viabilidad de la enfermedad en el tiempo:

- † Población de hospederos susceptibles.
- † Reservorios de la enfermedad.
- † Población del hospedero intermediario.

† Clima propicio para el desarrollo del parásito.

2.2.2 Parásito

El parásito adulto macho mide de 12 a 16 cm de largo y las hembras de 25 a 30 cm. Son vermes delgados de color blanco, el esófago mide de 1.25 a 1.50 mm. El extremo final de los machos es curvo y en espiral y la cola tiene unas alas laterales pequeñas. Posee de 4 a 6 papilas ovas, en las hembras, la vulva se sitúa justo detrás del esófago. (Johnstone et al., 1997)

Las hembras son vivíparas y las microfilarias pueden encontrarse en cualquier momento, habiendo en mayor número por las noches y en los meses de verano. Las microfilarias miden 300 μ de largo y 6 μ de ancho y pueden vivir más allá de 2 años en la sangre del perro, pero sólo 1 mes en la sangre del gato.

2.2.3 Ciclo de Vida

Este parásito es diseminado por varias especies de mosquitos. Sin embargo, puede haber transmisión transplacentaria, pudiéndose encontrar microfilarias en pequeños cachorros. (Soulsby, 1987).

La *Dirofilaria immitis* se aloja en el corazón y en la arteria pulmonar, los huevos se desarrollan en el útero del nematodo hembra y se encuentran envueltos en la membrana vitelina, cuando el embrión se extiende, la membrana se alarga y forma una vaina que lo cubre. Al nacimiento, esta membrana se pierde y se libera el embrión directamente en la sangre llamándose microfilaria o L1. Estas microfilarias son depositadas en la sangre desde la arteria pulmonar, son llevadas a los pulmones, al ventrículo izquierdo del corazón y de allí a todo el sistema circulatorio. Se pueden encontrar con facilidad durante toda de la noche. (Rawlings et al., 1997).

Los mosquitos, al alimentarse de un animal infectado, ingieren sangre conteniendo la L1. Estas migran al intestino, y 24 a 30 horas después, viajan

a los túbulos de malpihi para desarrollar al segundo estado larvario (L2). Luego de 9 días, pasan por el segundo cambio que es el tercer estado larval (L3), que aparece en el aparato bucal 10 a 20 días después de haber ingresado al mosquito. (Acuña, P. 2002)

El desarrollo de la forma infectiva o L3, requiere una temperatura ambiental de 27°C y el desarrollo no se ve en temperaturas por debajo de 14°C, por lo que se puede decir, que la *Dirofilariasis* es una enfermedad estacional y esta condición puede ser de mucha ayuda al momento de implementar un plan profiláctico; sin embargo, esto se aplica principalmente en lugares donde las estaciones del año sean bien marcadas. En lugares donde el clima es más impredecible, se hace difícil de llevar a cabo. (Johnstone et al., 1997)

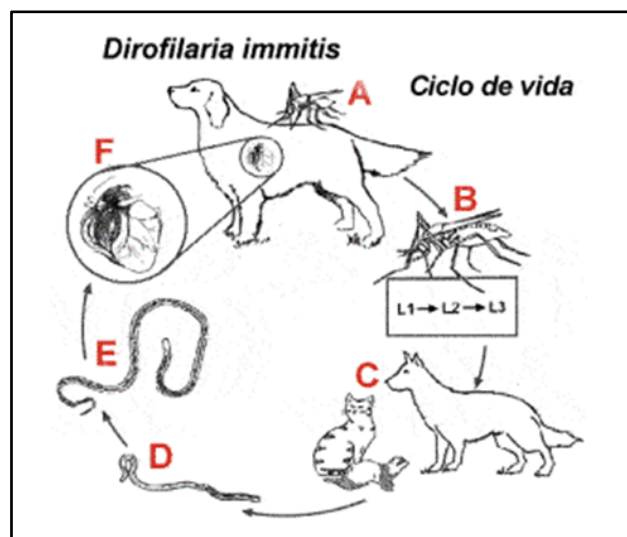


Fig.1 Ciclo biológico de *Dirofilaria immitis* (Atkins, 1994)

2.2.4 Hospederos Intermediarios

Los mosquitos actúan como hospederos intermediarios y vectores de la *Dirofilaria immitis*; prevalecen en todo el mundo en las latitudes de clima tropical y templado. Por lo anterior, donde exista un reservorio de la infección, un clima que favorezca el desarrollo de las larvas infectivas del gusano del corazón en el huésped intermediario y mosquitos que se

alimenten con regularidad de mamíferos susceptibles, es posible que la infección se vuelva enzoótica. (Knight, 1997).

Al menos setenta especies de culicinos de los géneros *Aedes*, *Anopheles* y *Culex* son receptivos a *D. immitis*, aunque la capacidad de transmitirla, solamente se ha comprobado en diez especies: siete de *Aedes*, dos de *Anopheles* y *Culex salinarius*. (Cordero et al., 1999).

Los mosquitos pueden recorrer diferentes distancias, dependiendo de su especie, que van desde unos cuantos metros a muchos kilómetros. En el caso de los machos, éstos no viajan grandes distancias para su reproducción, por lo que cuando se encuentra un grupo grande de machos en un área, esto indica que el área de reproducción está cercana. Ellos utilizan varios depósitos de agua para reproducirse, como pueden ser quebradas, estanques, cisternas de agua, etc. (Virtual Naval Hospital, 2001).

Algunos de los factores que condicionan la capacidad y eficacia vectorial de los mosquitos son: el desarrollo de las piezas bucales, la capacidad anticoagulante de la saliva, una rápida respuesta inmunitaria con encapsulación melanótica de las larvas del parásito, el número de tomas de sangre para la realización de las puestas y el rango de vuelo. (Cordero et al., 1999).

Cuando los mosquitos ingieren sangre, la larva L3 ingresa al hospedero definitivo, desarrollándose en los tejidos el 4to. estado larvario; éste comienza a migrar al lado derecho del corazón y se desarrolla la L5 60-70 días después de la infección. Los machos alcanzan su tamaño normal y la madurez sexual en un período de tiempo entre 8174 a 233 días. El período reproductivo del parásito es alrededor de 2 a 5 años y el período de vida va de 5 a 7 años. (Tarello, 2001).

2.3 FISIOPATOLOGÍA DE LA DIROFILARIA

Muchos perros pueden estar infectados con la dirofilaria y no presentar típicos signos clínicos. La microfilaria no ocasiona ningún tipo de trastorno en la sangre, pero al existir alto número de adultos, los signos clínicos como respiración rápida y tos se dan al inicio de la infección. En estadio avanzado puede presentarse hemoptisis, síncope, rápida pérdida de peso y disminución del apetito. La intolerancia al ejercicio es más común, conforme el tiempo transcurre, las fallas del corazón derecho, ascitis y hepatomegalia pueden estar presentes, la severidad aumenta cuando se ve incrementada la resistencia al paso de sangre al pulmón. (Johnstone et al., 1997).

2.3.1 Respuesta a los Parásitos Vivos

La magnitud y comienzo de la enfermedad reflejan en parte el número de parásitos adultos, los cuales pueden variar de 1 a 250 por perro. Los vermes viven en el corazón y en las arterias pulmonares caudales; se encuentra un estimado de hasta aproximadamente 50 parásitos en un perro de 50 lbs. Cuando el número se incrementa, los vermes comienzan a moverse contracorriente hacia el ventrículo derecho del corazón del hospedero. (Rawlings et al., 1997).

Los parásitos cardíacos dentro de las arterias pulmonares dañan la cobertura endotelial, lo cual incrementa la impermeabilidad a las proteínas séricas y agua. Las plaquetas y leucocitos parecen liberar factores tróficos como el factor de crecimiento PDGF (Factor de Desarrollo de la Mioíntima) lo cual estimula la migración y multiplicación de las células musculares lisas, dentro de la túnica media, dando como lugar una hiperplasia de la íntima.

Estas células y el colágeno que producen, resultan en la proliferación patognomónica de vellosidades, las cuales recubren todo el endotelio de la pared de la arteria pulmonar ocasionando una endocarditis y endoarteritis fibrinosa. Si se examina las arterias a la necropsia, se observa la superficie

normal de las arterias reflexivas, reemplazada por una superficie rugosa, aterciopelada y morada. (Soulsby, 1987).

La hipertensión pulmonar es la mayor consecuencia de la proliferación del parásito, produciendo una mayor resistencia en la pared arterial debido al engrosamiento, ocasionando aumento en la presión; el trabajo extra que genera el ventrículo derecho para mantener el normal flujo sanguíneo, produce dilatación del ventrículo derecho, lo cual incrementa el volumen diastólico final, hipertrofia y fallo cardíaco. (Johnstone et al., 1997).

En infecciones masivas de más de 100 parásitos se da lugar a una interferencia mecánica en el bombeo de la sangre y cierre de las válvulas tricúspide y semilunar, así como la obstrucción parcial o total de la vena cava. (Rawlings et al., 1997).

Los cambios inflamatorios tempranos en las arterias incluyen edema del tejido conectivo subendotelial, con infiltración de algunas células plasmáticas y eosinófilas. Cuando la enfermedad progresa, el número de células inflamatorias aumenta; en un estadio avanzado, se produce fibrosis de la íntima y se engrosan las paredes que invaden el lumen. En el parénquima pulmonar, alrededor de las arterias afectadas se encuentra congestión, edema, hemorragia, depósito de hemosiderina, neumonitis intersticial e infarto.

El diámetro reducido de las arterias grandes, probablemente se deba a la hipertensión arterial pulmonar y al enorme grado de fibrosis. El flujo sanguíneo suele estar obstruido y desviado a los lóbulos no afectados aumentando la presión arterial.

Las venas pulmonares tienen vellosidades debido a la proliferación de la capa íntima, similar a la que ocurre en las arterias pulmonares; algunos bronquiolos pueden presentar hipertrofia de las paredes musculares. Estos cambios son resultado de la difusión de la PDGF. Es común encontrar tos sibilante y profunda. Los perros afectados 10 tienen pocas fuerzas y

presentan una respiración forzada caracterizada por el hecho que la caja torácica se mantiene expandida y hay un efecto respiratorio extra (Soulsby, 1987).

2.3.2 Respuesta a Parásitos Muertos

El peor estado de esta verminosis es el que se aprecia después de la muerte de los vermes adultos y el posterior arrastre de sus fragmentos distalmente hacia las arteriolas. La proliferación vellosa es exuberante, produciendo una severa trombosis y una reacción inflamatoria granulomatosa en la pared vascular, la cual se puede extender hasta el parénquima pulmonar cerca de los gusanos muertos, lo cual deteriora el flujo sanguíneo. (Johnstone et al., 1997).

2.4 SÍNDROMES CLÍNICOS

2.4.1 Cor Pulmonale

Los vermes cardíacos son la causa habitual de *Cor Pulmonale*, siendo ésta la presentación clínica más frecuente. Su desarrollo es crónico y se caracteriza por el paulatino aumento de la presión en las arterias pulmonares. El parásito adulto reside habitualmente en el corazón pero también en las arterias pulmonares, ocupando espacio en el lumen, ocasionando obstrucción física del tracto de salida y obstruyendo el flujo laminar normal de las arterias pulmonares. El estímulo mecánico y la citotoxicidad, causada por los desechos metabólicos de los gusanos adultos, provocan la inflamación de las arterias pulmonares con la consecuente llegada de los neutrófilos y eosinófilos.

Las microhemorragias al nivel del endotelio vascular producen el arribo y agregación plaquetaria, las cuales al disgregarse, liberan una serie de mediadores químicos como el factor de crecimiento de la Mioíntima, la cual estimula el crecimiento de la capa muscular de la pared arterial. (Cordero, 1999)

Cuando la enfermedad progresa, la íntima vascular se torna áspera, irregular e hipertrófica, comprometiendo el flujo laminar; las arterias se dilatan y la fibrosis perivascular sigue a la hipertensión pulmonar, volviéndose la enfermedad autoperpetuante. (Rawlings et al., 1997)

Todos estos cambios ocasionan un aumento de la presión en el pulmón y alteraciones de la relación ventilación perfusión que lleva a una hipoxia generalizada, síncope, hemoptisis, coagulación intra vascular diseminada y muerte. (Johnstone et al., 1997).

En los primeros momentos de la enfermedad se observa intolerancia al ejercicio. Luego, se observa pérdida de peso gradual y tos esporádica. A medida la enfermedad progresa, la tos aumenta y se desarrolla insuficiencia respiratoria, incluso en el perro en reposo. En la revisión clínica se puede auscultar soplos de grado variable, lo cual es un signo indicativo de hipertensión pulmonar avanzada, existe también mucosas pálidas y alteraciones en los sonidos pulmonares, así como aumento del murmullo vesicular. (Rawlings et al., 1997)

2.4.2 Síndrome de la Vena Cava

Es una variante de la dirofilariosis. Se le denomina también, hemoglobinuria dirofilariosa o síndrome de falla hepática. Se caracteriza por una alta mortalidad, como consecuencia de la obstrucción parcial o total de las venas cava caudal y hepática, por los parásitos adultos, los cuales llenan el atrio derecho y la vena cava como resultado de la migración retrógrada desde la arteria pulmonar, ocasionando interferencia en el flujo sanguíneo y produciendo una necrosis difusa del hígado; esto es debido, a la congestión pasiva crónica, anemia hemolítica y por el aumento de la fragilidad de los glóbulos rojos. (Knight, 1997).

La razón por la que algunos perros presenten este síndrome y otros cánidos no, es la carga parasitaria localizados en esta región anatómica para que se presente, que debe ser superior a 60 vermes. (Atkins, 1994)



Fig.2 Corazón de canino con síndrome de la vena cava
(www.cvm.msu.edu/pare/Docs/vetpicts.htm 2013)

2.4.3 Dirofilariasis Oculta

La microfilaremia es común en perros, pero no en todas las infecciones de *Dirofilaria immitis* se puede encontrar microfilarias en un examen de sangre. Estos casos son conocidos como dirofilariasis oculta, la cual es el resultado a varios factores como: respuesta inmune del hospedador, lo cual afecta a la presencia de las microfilarias en circulación, la infección unisexual o la administración de drogas preventivas. (American heartworm society, 2006)



Fig.3 Microfilaria en sangre de canino

(www.laboklin.de/l_forsch/for0006.htm 2013)

Las infecciones ocultas inmunomediadas (mediada por anticuerpos específicos para microfilarias), ocurren con una excesiva presencia de anticuerpos del huésped. La adherencia de los leucocitos dependientes de anticuerpos, causa la captura de microfilarias en la micro circulación pulmonar; ésto disminuye la motilidad de las larvas y facilita su adherencia a las células reticuloendoteliales, particularmente en los capilares pulmonares. (Calvert, 1994).

Los complejos microfilaria-leucocitos (neutrófilos y eosinófilos) son engullidos por los fagocitos del sistema fagocítico mononuclear, dando como resultado una inflamación granulomatosa. (Rawlings et al., 1997)

2.5 SIGNOS CLÍNICOS

Los signos clínicos, son el reflejo del número de los parásitos presentes, la duración de la verminosis y la respuesta del huésped, pero por lo general, los pacientes son asintomáticos. Es común encontrar una tos sibilante profunda; la reacción inflamatoria en especiales, la inducida por los vermes muertos, rodea a las vías respiratorias pequeñas, pudiendo servir como estímulo para la tos. La disnea se puede relacionar con la dificultad para impulsar el flujo sanguíneo a través de un sistema arterial de alta resistencia. Si la enfermedad pulmonar progresa, la respiración se torna más difícil debido la extensiva consolidación y fibrosis de los lóbulos pulmonares caudales. Los perros afectados, por lo general tienen poca fuerza, debido a la resistencia vascular fija y a la hipertensión pulmonar con arteriopatía, lo cual aumenta el trabajo del ventrículo derecho. El creciente trabajo de bombeo para perfundir el sistema arterial enfermo, produce una dilatación, hipertrofia e insuficiencia cardíaca congestiva derecha. (Knight, 1997).

2.6 DIAGNÓSTICO

El diagnóstico de la infección en perros, se basa por lo general, en la identificación de microfilarias de *D. immitis* en una muestra de sangre o en la detección de antígenos del parásito adulto en sangre, suero o plasma,

incluyendo siempre un examen físico. Ocasionalmente se llega al diagnóstico gracias a la detección de cambios radiográficos típicos o mediante la identificación de filarias en la ecografía, especialmente en casos de síndrome de la vena cava. Un resultado positivo en cualquiera de estas pruebas lleva a un diagnóstico positivo de la enfermedad (Frank et al., 2000).

La dirofilariosis oculta, representa una proporción significativa de las infecciones que ocurren naturalmente o en perros que han estado durante 6 o más meses en tratamiento preventivo. Esta presentación debe ser diagnosticada mediante técnicas serológicas y basándose en evidencias radiográficas (Bowman et al., 2007).

La interpretación de resultados, en especial los de inmunodiagnóstico, debe considerar el impacto de la sensibilidad, especificidad y prevalencia de la verdadera tasa de infección en la zona (Rawlings y Calvert, 1997).

2.6.1. Radiografías Torácicas

En cualquier perro en el que se sospeche o se haya diagnosticado una dirofilariosis, deben obtenerse y evaluarse radiografías torácicas como rutina, independientemente de los síntomas clínicos o de los hallazgos a la exploración física, recordando que puede haber dirofilariosis avanzada sin presencia de síntomas. La mayor carga parasitaria se encuentra en las arterias pulmonares caudales, de ellas, la arteria caudal derecha es la que suele estar más afectada y le sigue en frecuencia la rama caudal izquierda. La enfermedad vascular pulmonar comienza en la periferia de las ramas lobares caudales y avanza proximalmente hacia la arteria pulmonar principal y sus ramas interlobares. La mayoría de los perros presentan alteraciones en ambas arterias pulmonares caudales, lo que se aprecia mejor en una proyección radiográfica dorsoventral (Kittleson y Kienle, 2000).

La placa lateral se emplea para medir la arteria lobar craneal derecha y caracteriza el patrón parenquimatoso en los lóbulos caudales. El diámetro de la arteria lobar craneal derecha en su intersección con la cuarta costilla

derecha, no debe superar el diámetro más estrecho de ésta, y el diámetro de las arterias lobares caudales en su intersección con la novena costilla no debe ser mayor que el diámetro más estrecho de esta. Las arterias de perros graves pueden superar 2,5 veces los diámetros de la novena costilla (Rawlings y Calvert, 1997).

En animales con infecciones marcadas puede haber parásitos y cambios radiográficos en las arterias de los lóbulos craneales, lo que se aprecia mejor en la proyección lateral. La arteria pulmonar principal puede estar dilatada, alteración que se observa tanto en la proyección lateral como en la ventrodorsal (Kittleson y Kienle, 2000).

Lo más frecuente es la protrusión del segmento principal de la arteria pulmonar, incluso en perros con infección leve, y la opacificación lineal de las arterias pulmonares periféricas. Los cambios de las arterias pulmonares que se observan en perros con 39 dirofilariosis clínica incluyen dilatación (aumento del diámetro), distorsión del contorno, mayor tortuosidad de las arterias pulmonares, pérdida de su terminación ahusada y truncamiento de las ramas intralobares. La dilatación y tortuosidad se aprecian en posición de una en punto de reloj en vista ventrodorsal (Dillon et al, 2000).

Los parásitos vivos no interrumpen el flujo sanguíneo, pero si están muertos, producen émbolos pulmonares que detienen el flujo hacia algunos segmentos. Las lesiones intrarteriales focales (ausencia de contraste), son típicas de tromboembolización, haciendo que las arterias parezcan terminar de forma brusca (puntas romas o sesgadas), el infarto aumenta la permeabilidad vascular provocando edema perivascular, lo que puede observarse como una opacidad periférica o consolidación de patrón alveolar. Todos estos cambios son más graves, por norma general, en perros con cargas parasitarias muy elevadas y en los que son muy alérgicos a las dirofilarias (Busch y Noxon, 2002).

Se puede observar incremento en la opacidad del hilio pulmonar, por aumento del tamaño de la arteria broncoesofágica. Ocasionalmente, las arterias pulmonares distendidas presentan una configuración circular cuando se ven desde su extremo, asemejándose a una metástasis pulmonar y además por las infiltraciones alveolares, se puede confundir con neumonía o con el carcinoma de las células alveolares (Georgi, 1994).

Los cambios del parénquima pulmonar son difusos con la llegada temprana de las L5. En casos leves o moderados de alteración parenquimatosa, se pueden observar zonas de densidad aumentada adyacentes a las arterias afectadas, además hay intensificación de la radiodensidad intersticial pulmonar que se extiende a partir del hilio y oscurece los detalles vasculares. Con infección severa crónica, el aumento de densidad puede generalizarse y afectar cualquier punto del campo pulmonar, revelando lesiones de tipo granulomatosas y fibróticas. (Georgi, 1994).

Los nódulos eosinofílicos granulomatosos que se forman en el intersticio pulmonar por neumonitis alérgica, aparecen como grandes zonas densas con bordes bien marcados, llegan a ser de varios centímetros de diámetro, pudiendo confundirse con una neoplasia o con edema pulmonar (Kittleson et al., 2000).

En enfermedad avanzada se empeoran los cambios arteriales pulmonares, se ensancha la arteria pulmonar principal y es posible observar dilatación cardíaca derecha. La dilatación cardíaca derecha es un cambio secundario que sólo hay que evaluar una vez que se ha examinado la vascularización pulmonar. Por lo general, se aprecia mejor en las proyecciones ventrodorsales, observándose una silueta cardíaca en forma de D mayúscula invertida. No es característica en casos leves y es posible que no exista o no sea evidente en casos de gravedad moderada (Gómez et al., 2000).

Cuando se ha desarrollado una insuficiencia cardíaca derecha, hay líquido pleural libre, distensión de la vena cava caudal, hepatomegalia, ascitis,

edema alveolar y periférico, muchas veces asociado a hidrotórax; puede tener aumento inespecífico de las separaciones intersticiales pulmonares y leve dilatación cardiaca derecha.

Suele presentarse neumotórax atribuible a fístulas broncopleurales, provocando atelectasia y rotación de la silueta cardiaca, haciendo difícil la detección de los signos radiológicos (Gómez y col., 1999).

Los cambios patológicos anteriormente mencionados, denuncian la acumulación de dirofilarias y son generalmente consistentes con el nivel de antigenemia. Las excepciones ocurren cuando la antigenemia aumenta temporalmente después de la muerte de gusanos o en perros que tienen evidencia radiográfica residual de una infección previa (Knight, 1994).

2.6.2. Ecocardiografía

La ecocardiografía está indicada en perros con síndrome caval o insuficiencia cardiaca congestiva derecha. Se han podido observar parásitos en las arterias pulmonares en el 50 a 60% de perros con dirofilariosis. Es posible verlos en la arteria pulmonar principal, las ramas proximales de los lóbulos caudales, ventrículo derecho, y rara vez en el atrio derecho y vena cava caudal; los parásitos que se encuentran en arterias lobares no son visibles porque el ultrasonido no atraviesa el pulmón con aire. También puede ser útil en la identificación de formas migrantes en el tracto pulmonar y *D. immitis* aberrantes (Borgarelli et al., 1999).

Las filarias aparecen como dos líneas hiperecoicas paralelas con una zona radiotransparente entre ellas, lo que representan la imagen de la cutícula del parásito, asemejándose a un signo “=” . Estas líneas no son de más de 0,5 a 1 cm. de longitud, debido al ángulo de la posición curvada natural que toma el parásito. Los hallazgos suelen ser negativos, para ver los parásitos en la arteria pulmonar o en las ramas proximales es necesario que exista un gran número de ellos (Dillon et al, 2000).

2.7 DIAGNÓSTICO DE LABORATORIO CLÍNICO

Tradicionalmente, la primera línea de diagnóstico clínico para la infección en mascotas es el examen parasitológico, el cual se basa en la observación de las microfilarias en la sangre periférica para corroborar el diagnóstico dado en base a los signos clínicos. (Soulsby, 1987)

La detección temprana de la microfilaremia y la antigenemia es a los seis y medio (6.5) meses post infección. Incluso en áreas con prevalencia elevadas, muchos animales no presentan microfilaremia y un test inmunodiagnóstico es mucho más específico para la identificación de la enfermedad. (Johnstone et al., 1997)

2.7.1 Observación de Microfilarias Vivas

2.7.1.1 Observación directa de sangre

La probabilidad de encontrar microfilarias se relaciona directamente en la gravedad de la infección, pero el número de las mismas, circulantes, no guarda relación con el número de parásitos adultos. (Knight, 1997)

La observación directa es un método sencillo, que consiste en poner una gota de sangre sobre una lámina portaobjetos examinando la muestra directamente al microscopio. Se observan las microfilarias moviéndose activamente en forma giratoria alrededor de los hematíes. Las larvas de *Dipetalonema reconditum* avanzan a través del campo y las del *Dirofilaria immitis* tienden a girar en el mismo lugar. Esta prueba no es muy sensitiva y no permite determinar cuál es el género de microfilaria presentes, por su morfología. (Soulsby, 1987)

2.7.1.2 Test de knott modificado

El Método de Knott consiste en mezclar 1 ml de sangre con 9 ml de formol al 2% el cual se centrifuga a 1500 rpm por 15 minutos. Se descarta el sobrenadante se tiñe con azul de metileno y se toma una gota del sedimento

para observar luego al microscopio, con magnificación 40x y 100x, en busca de microfilarias. (Cordero et al., 1999)

2.7.2 Necropsia

La necropsia es el método de diagnóstico definitivo. Los parásitos se pueden encontrar en el ventrículo derecho y en las arterias pulmonares pudiéndose también encontrar en las ramificaciones de estas arterias. La superficie normal de las arterias se vuelve rugosa, morada y aterciopelada. Los parásitos pueden llegar hasta la vena cava, cuando el número es muy elevado ocasionando el Síndrome de Vena Cava. (Soulsby, 1987).

2.8 DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL

Se debe hacer la diferenciación microscópica de las microfilarias de la *Dirofilaria immitis* con las del *Dipetalonema reconditum*. Sin embargo, cabe mencionar que el *Dipetalonema* es apatógeno por lo que no representa un peligro a la salud del huésped, por lo que es básica la diferenciación. (Cordero et al., 1999)

2.9 TRATAMIENTO

El éxito del tratamiento está en la eliminación total de los parásitos adultos con un adulticida y de las microfilarias, con un microfilaricida, utilizando drogas de baja toxicidad y evitando las complicaciones ocasionadas por la muerte del parásito. (American heartworm society, 2006).

2.9.1 Terapia Adulticida

El tratamiento de vermes adultos, se elige sólo después de establecer un diagnóstico firme de infección. Las drogas para la eliminación del parásito adulto han sido aprobadas por la Food and Drugs Administration (FDA) así: *Tiacetarsamida Sódica*: Es un organoarsenical muy utilizado, pero no mata a todos los vermes; debe ser administrado por vía endovenosa con gran cuidado, para evitar la inflamación perivascular intensa y necrosis en el sitio

de la inyección. La dosis de *Tiacertasamida* es de 2.2mg/Kg (1 ml de solución al 1% por cada 5 Kg. de peso) dos veces al día, por dos días. (Knight, 1997)

En ocasiones se presenta hepatotoxicidad aguda durante el tratamiento; si se presenta anorexia total, vómitos recurrentes, e ictericia, debe suspenderse el tratamiento. Los signos clínicos de embolización por los vermes como fiebre, tos y hemoptisis suele ocurrir luego de cinco a diez días del tratamiento. (American heartworm society, 2006)

Clorhidrato de Melarsomina: Es un nuevo producto adulticida organoarsenical, mucho más eficaz que la tiacetarsamida. La ventaja de éste, es la facilidad de administración por inyección intramuscular profunda en los músculos lumbares entre el espacio de las vértebras lumbares L3 y L5; puede presentarse cierta tumefacción muscular, con algunos días de molestia leve. El tratamiento consiste en dos dosis IM de 2.5mg/Kg con diferencia de 24 horas, el cual se repite a los 4 meses. (Knight, 1997)

2.9.2 Terapia Microfilaricida

Existen diferentes opciones de medicamentos: *Milbemicina Oxima*, microfilaricida potente, la dosis recomendada es de 0.5 mg/Kg mensual vía oral. *Ivermectina* es un microfilaricida de alta eficacia, se administra una sola vez. La dosis es de 0.05mg/Kg. vía oral. (Rawlings, 1997)

Se deben realizar pruebas de sangre 3 a 4 semanas post tratamiento, para verificar la presencia de las microfilarias; si se encuentran, se deberá repetir el protocolo de tratamiento. (Knight, 1997)

2.10 PREVENCIÓN

La dirofilariosis se ha prevenido eficazmente con la administración de lactonas macrocíclicas, mensualmente, como ivermectina 0.05 mg/Kg vía subcutánea por 5 días ó 3 a 6 mg/Kg. vía oral. (Rawlings, 1997)

Otras medidas asociadas pueden ser: la eliminación de depósitos de agua, control de estadios larvarios de los mosquitos, así como también, el control de éstos dentro de las casas.

2.11 ENFERMEDAD DE LA ANAPLASMOSIS

La anaplasmosis es una enfermedad febril, infecciosa, no contagiosa, inmunosupresora, anemizante y con tendencias hemorrágicas, causadas por microorganismos de la familia Anaplasmataceae: Ehrlichia sp. Y Anaplasma sp. (Dahlgren et al., 2011)

2.11.1 Taxonomía Molecular

Reino: Bacteria Phylum: Proteobacteria

Clase: Alphaproteobacteria

Orden: Rickettsiales

Familia: Anaplasmataceae

Género: Ehrlichia, Anaplasma, Neorickettsia, Wolbachia

2.11.2 Etiología y Epidemiología

Anaplasma phagocytophilum (previamente conocido como E. equi, E. phagocytophila, Ehrlichia granulocítica canina) es conocida por infectar a distintos animales, incluidos pequeños mamíferos, pumas, ovejas, vacas, ciervos, perros, caballos y humanos. Los pequeños mamíferos y los ciervos son los reservorios naturales. (Dummer et al., 2001)

La distribución de *A. phagocytophilum* está definida por el rango de las garrapatas del género Ixodes y por tanto es más común en California, Wisconsin, Minnesota y en los estados del nordeste, así como en aquellas áreas del mundo donde habita este género de garrapatas. El vector debe permanecer unido al hospedador al menos durante 24 o 48 horas para

transmitir el microorganismo. La sintomatología generalmente se desarrolla, aproximadamente, en 1 o 2 semanas tras la infección. Los neutrófilos (y en raras ocasiones los leucocitos) fagocitan el agente, y al hacerse intracelular *A. phagocytophilum* impide la fusión de los fagolisosomas. (Couto, 2010)

2.11.3 Ciclo de Vida

La garrapata (*Ixodes*) es portadora de la bacteria, La hembra adulta repleta de sangre cae a suelo y después de un periodo de entre 3 y 83 días pone alrededor de 4000 huevos, Los huevos eclosionan entre los 8 y 67 días, saliendo las larvas, que pueden sobrevivir sin alimentarse más de 253 días, Cuando encuentran otro hospedador (gato o perro) se fijan y se alimentan durante 3 a 7 días; a continuación se desprende y muda a ninfa en 6 a 23 días, que puede sobrevivir sin alimentarse más de 183 días, Cuando encuentra otro hospedador la ninfa se alimenta durante 4 a 9 días. Una vez repleta se desprende y muda a adulto (macho o hembra) en 12 a 129 días, que puede sobrevivir sin alimentarse más de 568 días y tras fijarse al tercer hospedador las hembras adultas se alimentan durante 6 a 50 días. (Dahlgren et al., 2011)

2.11.4 Manifestaciones Clínicas

La infección por *A. phagocytophilum* parece ser en principio una enfermedad aguda en los perros. Con frecuencia se asocia con síntomas inespecíficos como fiebre, letargo e inapetencia. *A. phagocytophilum* se ha asociado con Poliartritis, por lo que es normal observar rigidez y cojera compatibles con dolor musculoesquelético. También se ha descrito la presencia de vómitos, diarrea, disnea, tos, linfadenopatía, hepatoesplenomegalia y síntomas neurológicos con origen en el sistema nervioso central (epilepsia y ataxia). Los perros pueden ser portadores crónicos subclínicos, de modo que en algunos perros puede ocurrir una exacerbación de la enfermedad. Sin embargo no se han descrito síndromes de enfermedad crónica como los que se asocian con la infección por *E. canis*. (Couto, 2010)

2.11.5 Diagnóstico

En la mayoría de los perros afectados se detecta frecuentemente la mórula de *A. phagocytophilum* en los neutrófilos, de manera que la infección puede confirmarse mediante la realización de un hemograma completo. Aunque es común observar trombocitopenia y linfopenia, los recuentos de neutrófilos generalmente son normales. (Couto, 2010)

Las anomalías descritas en el perfil bioquímico sanguíneo y el análisis de orina son leves e inespecíficas. Pueden emplearse pruebas serológicas ya que existen como análisis de diagnóstico inmediato disponible para detectar anticuerpos frente a *A. phagocytophilum*. Los resultados de los análisis para detectar anticuerpos pueden dar resultados falsos negativos en los casos de presentación aguda, por lo que es conveniente realizar otra prueba durante la convalecencia, unas 2 a 3 semanas más tarde para confirmar la exposición.

Esta prueba puede detectar anticuerpos frente a *A. platys*. Debido a que las infecciones de *A. phagocytophilum* se encuentran limitadas geográficamente. (Couto, 2010)

Para confirmar la infección por *A. phagocytophilum* y diferenciarla de otras infecciones puede emplearse, sobre sangre recogida en EDTA, la determinación mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR), pero el ADN microbiano puede amplificarse también a partir de perros sanos. (Henn., et al 2007).

La mayoría de los perros que se infectan con *A. phagocytophilum* muestran infecciones subclínicas, aunque la mayor parte de los infectados sólo presenta una fase aguda, las tasas de infección en las zonas endémicas son altas y los síndromes asociados con la infección tienen otras múltiples causas. En consecuencia no pueden emplearse solamente los resultados de las pruebas de determinación de anticuerpos y la PCR para confirmar la enfermedad clínica asociada con la infección con Anaplasma. Por ejemplo,

aunque se conoce que en algunos perros *A. phagocytophilum* provoca trombocitopenia y Poliartritis, un estudio reciente fracasó en demostrar una asociación entre los resultados de las pruebas de PCR de *A. phagocytophilum* o de las serologías en los perros con Poliartritis o trombocitopenia. (Foley et al., 2007)

2.11.6 Tratamiento

Varios antibióticos son eficaces a *Anaplasma* la mayoría de los clínicos recomienda la doxiciclina administrada en dosis de 5-10 mg/kg por vía oral cada 12-24 horas durante 10 días al menos. Se desconoce si es necesario un tratamiento con doxiciclina durante 28 días como se recomienda para *E. canis*. Si se emplean las tetraciclinas se recomienda la administración a dosis de 22mg/kg por vía oral cada 8 horas durante 2 a 3 semanas.

La mayoría de los perros responde al tratamiento en unas horas o unos días tras el comienzo del tratamiento. (Couto, 2010)

2.11.7 Profilaxis

Utilizar antiparasitarios externos de calidad durante las épocas del año en que están presentes las garrapatas. En zonas cálidas o situaciones de riesgo se deben emplear durante todo el año. No arrancar las garrapatas del cuerpo del animal, ya que muchas veces la garrapata se rompe y se queda dentro de la piel el aparato picador (la "boca") del parásito, provocando un nódulo inflamatorio molesto para el animal. (Foley et al., 2007)

2.12. TRABAJOS RELACIONADOS

Seroprevalencia de la *Dirofilariosis* Y *Ehrlichiosis* canina en tres distritos de Lima

La *Dirofilariosis* Canina es una enfermedad parasitaria, provocada por el nemátodo *Dirofilaria immitis*. Sus formas adultas se alojan principalmente en las arterias pulmonares y en la parte derecha del corazón de los caninos, y

se transmite por hospederos intermediarios, mayormente mosquitos hematófagos. La Ehrlichiosis Canina es una enfermedad de los caninos, cuyo agente etiológico es la rickettsia Ehrlichia canis que infecta intracitoplasmáticamente a los monocitos circulantes, y se transmite por un artrópodo vector, "la garrapata marrón del perro" Rhipicephalus sanguineus. (Chávez, 2003).

El objetivo de este estudio fue determinar la prevalencia de Dirofilaria immitis y Ehrlichia canis en los distritos de Chorrillos, La Molina y San Juan de Miraflores, que son colindantes con aguas naturalmente estancadas. Se recolectaron muestras de sangre de 140 caninos al azar sin distinción de raza, edad y sexo, durante los meses de febrero a mayo del 2001. Se detectó el antígeno de D. immitis y los anticuerpos contra E. canis mediante la técnica de ELISA, utilizando un kit comercial. Se obtuvo una prevalencia de 4.4% para D. immitis y 16.5% para E. canis, demostrando que la seroprevalencia de D. immitis permanece constante en Lima. Este estudio reporta por primera vez en el país anticuerpos contra E. canis. (Chávez, 2003).

El estudio se realizó en las áreas de los Pantanos de Villa en Chorrillos, en Rinconada del Lago en La Molina y en las lagunas de oxidación del distrito de San Juan de Miraflores, entre los meses de febrero a mayo del 2001. Estas zonas se caracterizan por tener áreas con aguas naturalmente estancadas. (Chávez, 2003).

El tamaño de la población a muestrear para dirofilariosis se calculó en base a la prevalencia hallada por Bravo, utilizando la fórmula de proporción en poblaciones infinitas, con nivel de confianza del 95% y un error máximo permisible de 5%. Se determinó un mínimo de 101 animales. (Bravo, 2001).

En el caso de ehrlichiosis canina no se disponía de datos previos por lo que se realizó un muestreo inicial con 30 perros, encontrándose a tres animales positivos. En base a esto se calculó el tamaño de la población a muestrear

utilizando la misma fórmula, determinándose un mínimo de 139 animales. Se colectó 140 muestras de sangre en perros seleccionados al azar, sin distinción de raza, sexo y edad, utilizando vacutainers con anticoagulante EDTA. Además se anotó las horas de permanencia del animal dentro de la casa del propietario. Las muestras se llevaron refrigeradas hasta el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos donde se les extrajo el plasma y se almacenó en congelación a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ hasta su análisis.

Se utilizó el kit comercial de ELISA "IDEXX" Snap Combo Canino. Esta prueba enzimática puede detectar simultáneamente antígeno de excreción y secreción de *D. immitis* y anticuerpo (IgG) para *E. canis*. La prevalencia de *Dirofilaria immitis* y *Ehrlichia canis* en tres distritos colindantes con áreas de aguas naturalmente estancadas determinada entre los meses de febrero a mayo del 2001 fue de 4.4 ± 3.4 y $16.5\% \pm 6.2$, respectivamente.

La prueba de regresión logística para *D. immitis* muestra que no existen diferencias estadísticas para las variables de distrito, edad, permanencia en el hogar y sexo. Sin embargo, para el caso de *E. canis* se pudo demostrar que si bien no existen diferencias estadísticas para las variables de distrito y edad, se encontraron diferencias estadísticas significativas para las variables de permanencia en el hogar y sexo. Es así que los animales que permanecen más tiempo fuera del hogar y que son hembras tienen mayor riesgo de adquirir la enfermedad. (Chávez, 2003).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 MATERIALES

3.1.1 Materiales de Campo

- † 80 caninos de los barrios rurales del Cantón Catamayo
- † Agujas hipodérmicas #18 x 1/2
- † Guantes de examinación
- † tubos al vacío tapón lila
- † Mandil
- † Hojas de campo
- † Algodón
- † Alcohol etílico

3.1.2 Materiales de Laboratorio

- † Sangre de caninos
- † Microscopio
- † Test SNAP* 4Dx* Plus
- † Reactivos
- † Portaobjetos
- † Rejilla de reactivos
- † Pipetas de transferencia.

- † Cinta masking
- † Cámara de fotos
- † Hojas de campo
- † Hojas de laboratorio
- † Colorante de Giemsa
- † Aceite de cedro (inmersión)
- † Alcohol metílico
- † Agua destilada
- † Formol al 2%
- † Caja porta placas

3.1.3 Materiales de Oficina

- † Computadora
- † Hojas
- † Flash memory
- † Cámara fotográfica
- † Registros
- † Lápices
- † Libretas

3.2 MÉTODOS

3.2.1 Delimitación del Área de Estudio

El presente trabajo de investigación se realizó en el Cantón Catamayo perteneciente a la provincia de Loja, cuyas características meteorológicas se detallan a continuación:

Cuadro 1. Condiciones meteorológicas de Catamayo

Característica	Dato
Altitud	1000 m.s.n.m.
Temperatura promedio	25° C
Precipitación	401,9 mm/año
Humedad	53%

Fuente: SENPLADES 2011.

Los límites geográficos de Catamayo son: al norte con el cantón Loja, Olmedo y parte de la provincia de El Oro; al sur con el cantón Gonzanamá; al este con el cantón Loja; y al oeste con los cantones Chaguarpamba, Olmedo y Paltas. Las parroquias rurales que conforman el cantón son: El Tambo, Guayquichuma, Zambí y San Pedro de la Bendita.



Fig 4: Mapa de los barrios rurales de Catamayo

(Municipio de Catamayo, 2013)

3.2.2 Tamaño y Selección de la Muestra

Las muestras se tomaron de 80 caninos procedentes de los barrios rurales del Cantón Catamayo como son Chichaca, Limón, Trapichillo, La Vega y Monterrey. De acuerdo con la disponibilidad del laboratorio se trabajó 16 muestras de sangre por semana, con cuatro técnicas diferentes, dando un total de 64 exámenes semanales, el trabajo de laboratorio se llevó a cabo en los meses de Febrero y Abril con una duración de ocho semanas.

3.2.3 Recopilación de la Información

En este proyecto de investigación se desarrolló un trabajo de campo que se afirmó en el desarrollo de técnicas de laboratorio como la tinción de Giemsa, la biometría hemática y el test SNAP* 4Dx*, conjuntamente con la observación directa de los caninos en estudio, entrevista a los propietarios y rellenando registros de campo y laboratorio.

3.2.4 Técnicas de Recolección de las Muestras

Para la recolección de las muestras de sangre, se prepararon los materiales, se rotularon los portaobjetos con el número de muestra y se anotaron en la hoja de campo la información de cada animal.

Para la sujeción del animal con una mano un ayudante sujeta con suavidad la cabeza del animal y con la otra rodea por detrás, arriba del codo extendiéndolo un poco, con el pulgar y los otros dedos de esta mano se fija la piel floja para sujetar el vaso firmemente, el operador inmoviliza el vaso con el pulgar, se desinfecta con alcohol etílico el área donde se va a realizar la punción e inserta la aguja (cal, 18, 22) arriba de este punto y se toma las muestras de sangre por venopunción periférica, en el pabellón auricular, vena safena o vena cefálica, se deposita una la sangre en un tubo al vacío de tapón lila (EDTA) de 10 ml en el cual se recogieron de 3 a 5 ml de sangre.

3.2.5 Análisis de las muestras

Las muestras recolectadas fueron analizadas en el Laboratorio de Diagnóstico Integral Veterinario de la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional de Loja y se utilizaron las siguientes técnicas:

† **Biometría hemática**

Para la realización de la biometría hemática se utilizó sangre entera o plasma: se recomiendan vasos perfectamente transparentes con tapón de polietileno de 4ml (Vacutainer con anticoagulante tapa lila).

Pasos para la preparación de una muestra:

Paso 1.- Con la boquilla alejada de usted, abra la pipeta girando el tambor en el sentido de las agujas del reloj. Introduzca el extremo del tubo con líneas verdes en el tambor hasta el máximo. En esta posición ciérrela girando el tambor en contra de las agujas del reloj.

Paso 2.- Presione el émbolo de la pipeta y manténgalo así. Inserte el extremo del tubo cubierto de naranja de acridina en la muestra con EDTA, libere el émbolo poco a poco, compruebe que la sangre llega hasta la línea negra de 111 μ L.

Paso 3.- Levante la pipeta y limpie cuidadosamente el exterior del tubo con un paño que no deje residuos, introduzca el extremo del tubo en la tapa que está en la bandeja, asegúrela haciendo girar la pipeta una media vuelta, levante la pipeta y asegúrese de que el sellado es seguro, repítalo con un nuevo tubo si la muestra se filtra por la tapa.

Paso 4.- Mantenga la pipeta horizontal y ábrala deslizándola hacia delante. Retire el tubo con cuidado.

Paso 5.- Mantenga el tubo horizontal y gírelo entre los dedos durante al menos 30 segundos para asegurar que los reactivos se mezclan bien con la muestra.

Paso 6.- Nunca toque los flotadores con los dedos, use pinzas para manejar los flotadores sueltos o que se hayan caído, cuidado no rompa el tubo, para introducir el flotador, mantenga el tubo horizontal y deslícelo sobre la punta del flotador, cogiendo el tubo cerca de las líneas verdes, levántelo para liberar el flotador de la ranura, complete la inserción haciendo que el extremo del tubo toque el fondo de la bandeja.

Paso 7.- Asegúrese de volver a colocar y ajustar la tapa de la centrífuga antes de comenzar, centrifugue durante 5 minutos, equilibre la centrífuga con otro tubo.

Paso 8.- Retire inmediatamente el tubo, compruebe el tubo para asegurarse de que está limpio de sangre o huellas digitales, asegúrese de que el nivel plasmático se encuentra entre las dos líneas verdes del tubo, si se encuentra por encima o por debajo de las mismas, deséchelo y prepare un nuevo tubo.

Procedimiento de análisis

Antes de colocar un tubo preparado en el analizador QBC[®] VetAutoread TM, compruebe que está libre de suciedad y huellas limpiándolo con un paño que no deje residuos, seleccione la especie adecuada, introduzca el tubo en la plataforma de carga del analizador, y cierre la puerta, el sistema comenzará automáticamente el análisis.

Para leer los resultados

Su sistema imprimirá automáticamente los resultados cuando los análisis/las comprobaciones se hayan completado y se muestre la pantalla de resultados.

† Tinción Giemsa.

Colorante de Giemsa	
Azur eosina azul de metileno según Giemsa	5g/l
Glicerina	50%
Alcohol metílico R.A.	50%

Cuadro 2. Preparación del colorante

Elaboración y Fuente: Sigma-Aldrich Química S.A (2014)

El procedimiento se realizó Cubriendo la superficie del extendido durante 5 minutos con el alcohol metílico y se elimina el excedente, luego se Cubre el preparado con solución Giemsa diluida (2 gotas de eosianato de azul de metileno por cada mL de agua destilada) y se deja actuar durante 20

minutos, se lava con agua y se deja secar el preparado al aire para posterior Observar al microscopio con objetivo de inmersión.

† **Método de Knott**

Procedimiento:

- ✓ Mezclar en un tubo 1 ml de sangre con 9 ml de formol al 2% el cual se centrifuga a 1500 rpm por 3-5 minutos.
- ✓ Se descarta el sobrenadante dejando 0.5 ml de la solución (sedimento).
- ✓ Añadir 1 a 2 gotas de azul de metileno.
- ✓ Tomar una gota del sedimento colocar en un portaobjetos colocar un cubre objetos para observar luego al microscopio, con magnificación 40x y 100x, en busca de microfilarias.

† **Test SNAP* 4Dx***

El Test SNAP* 4Dx* es un diagnóstico in vitro para la detección de antígeno de la *Dirofilaria immitis*, anticuerpos frente a *Anaplasma phagocytophilum*, anticuerpos frente a *Anaplasma platys*, anticuerpos frente a *Borrelia burgdorferi*, anticuerpos frente a *Ehrlichia canis* y anticuerpos frente a *Ehrlichia ewingii* en suero, plasma o sangre total canina. Proporciona resultados exactos en ocho minutos. El Test tiene una especificidad de al menos un 98%.

Almacenamiento

Se debe Almacenar a 2–8°C, Los dispositivos y reactivos SNAP pueden almacenarse a temperatura ambiente 18–25°C durante 90 días o hasta la fecha de caducidad impresa (de las dos, la fecha que se cumpla antes).

Cuando los dispositivos y reactivos SNAP se retiran del lugar donde están a 2–8°C de temperatura durante más de 24 horas, la fecha de caducidad será de 90 días o la fecha de caducidad impresa (de las dos, la fecha que se cumpla antes).

Si la fecha de caducidad de 90 días se cumple antes de la fecha de caducidad impresa, anote la nueva fecha en el espacio indicado en el kit.

Componentes del kit

Cuadro 3. Componentes del kit 4Dx

Artículo	Reactivos	Cantidad
1	1 frasco de conjugado anti-D.Immitis/Anaplasma spp./B.burgdorferi/E.canis/E.ewingii.HRPO(Conservado con gentamicina y Kathon)	7,0ml
2	Dispositivo SNAP	5,15 0 30
Reactivos contenidos en cada dispositivo:		
	Solución de lavado (Conservado con Kathon)	0,4 ml
	Solución sustrato	0,6 ml
Otros componentes: Pipetas de transferencia, tubos de muestra y rejilla de reactivos		

Fuente: Prospecto adjunto en el Kit (2014)

Información de muestras

- † Las muestras deben estar a temperatura ambiente (18–25°C) antes de comenzar el procedimiento de análisis.
- † Se puede usar suero, plasma o sangre total anticoagulada (p. ej., EDTA, heparina), ya sea fresco o almacenado a 2–8°C durante una semana como máximo.
- † Para un almacenamiento más prolongado, el suero o el plasma puede congelarse (-20°C, o a temperatura más fría). Habrá que volver a centrifugarlo antes de usarlo.

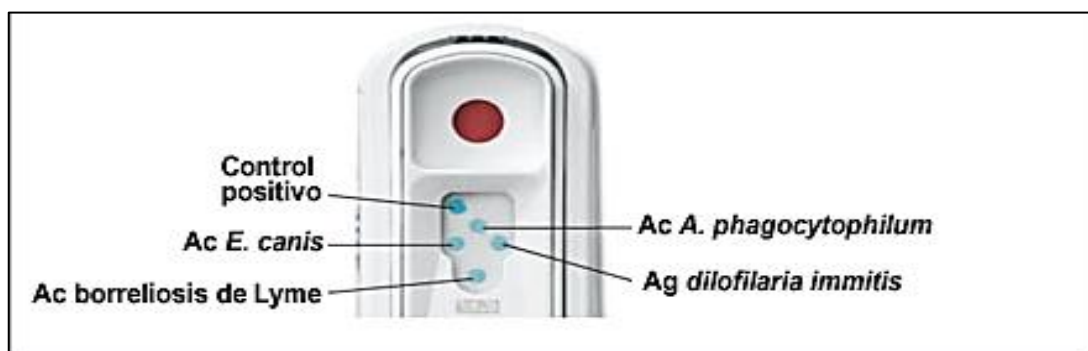
† Las muestras hemolizadas o lipémicas no afectarán los resultados del análisis.

Procedimiento de análisis:

- Dispensar 3 gotas de muestra y 4 de conjugado en un tubo de muestra desechable.
- Invierta con cuidado el tubo de muestra 4 ó 5 veces para mezclar.
- Vierta todo el contenido del tubo de muestra en el pocillo de muestra de un dispositivo SNAP
- Cuando el color comience a aparecer en el círculo de activación, pulse firmemente para activar, escuchará un “clic” característico (“snap” en inglés).
- Lea los resultados de la prueba a los 8 minutos de la activación.
- Punto azul = positivo, cualquier aparición de color en el punto de aplicación de la muestra indica un resultado positivo.

Interpretación de los resultados de los análisis

Cuadro 4. Interpretación de los resultados de los análisis



Fuente: Prospecto adjunto en el Kit (2014)

Resultado positivo

Cualquier desarrollo del color en los puntos de la muestra indica la presencia de antígeno de la *Dirofilaria immitis*, anticuerpos frente a *A.phagocytophilum*, anticuerpo frente a *A. platys*, anticuerpos frente a *B.burgdorferi*, anticuerpos frente a *E.canis* o anticuerpos frente a *E. ewingii* en la muestra.

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 a *E. canis* y/o *E. ewingii*.

Resultado negativo

El resultado de un punto de muestra es negativo si solamente se produce color en el punto del control positivo.

Resultados inválidos

Fondo.- Es posible que se produzca color de fondo si se permite que la muestra fluya sobrepasando el círculo de activación. Algo de color de fondo es normal. Sin embargo, si el color de fondo dificulta el resultado del análisis, repítalo.

No se produce color.- Si en el punto del control positivo no produce color, repita el análisis.

3.2.6 Variables en estudio

- † Porcentaje de anaplasmosis y dirofilariosis canina por barrios, edad y sexo.
- † Comparación de las técnicas de diagnóstico aplicadas.

† Alteraciones por Biometría Hemática

† Preparación de material didáctico.

3.2.7 Procesamiento de la Información

Para la presentación de resultados se tabuló la información y se elaboraron tablas, gráficos y cuadros estadísticos para su mayor comprensión.

La prevalencia de la dirofilariosis y anaplasmosis canina se lo realizará a través de la utilización de las siguientes fórmulas:

Sectores:

$$\text{Px sector} = \frac{\text{\# de positivos del sector}}{\text{\# total de analizados por sector}} \times 100$$

Edad:

$$\text{Px de menores de un año} = \frac{\text{\# de positivos menores de un año}}{\text{\# total de analizados menores de un año}} \times 100$$

$$\text{Px de mayores de un año} = \frac{\text{\# de positivos mayores de un año}}{\text{\# total de analizados mayores de un año}}$$

Sexo:

$$\text{Px de hembras} = \frac{\text{\# de positivos hembras}}{\text{\# total de hembras analizados}} \times 100$$

$$\text{Px de Machos} = \frac{\text{\# de positivos Machos}}{\text{\# total de machos analizados}} \times 100$$

De los cuatro métodos de laboratorio que se realizaron son la Tinción de Giemsa, Biometría hemática, Test SNAP* 4Dx* y el método de Knott se verificó cuál es el más efectivo.

4. RESULTADOS

4.1. PORCENTAJE DE DIROFILARIOSIS Y ANAPLASMOSIS CANINA POR BARRIOS, EDAD Y SEXO.

4.1.1 Porcentaje de Dirofilariosis y Anaplasmosis por Barrios

Cuadro 5. Presencia de Anaplasmosis y Dirofilariosis por barrios en porcentaje

Sectores	N° de muestras	Dirofilaria		Anaplasma	
		N° Positivos	%	N° Positivos	%
La Vega	16	0	0	11	68,8%
Monterrey	16	0	0	7	43,8%
El Limón	16	0	0	6	37,5%
Chichaca	16	0	0	9	56,3%
Trapichillo	16	0	0	5	31,3%
Total	80	0	0	38	47,5%

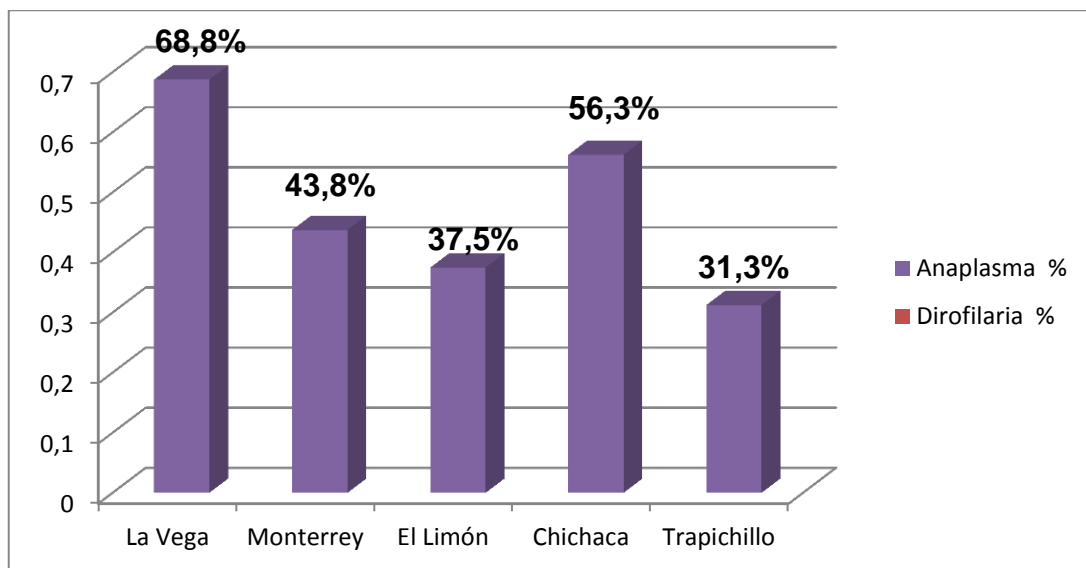


Figura 5. Presencia de Dirofilariosis y Anaplasmosis por barrios

El cuadro y la figura cinco indican el porcentaje de anaplasmosis y dirofilariosis de 80 muestras provenientes de los cinco barrios en estudio: la Vega, Monterrey, El Limón, Chichaca y Trapichillo. El cual demuestra la no presencia de dirofilariosis en todos los barrios; mientras que en el barrio La Vega se observa que 11 de 16 muestras evidencian anaplasmosis lo que corresponden a un 68% constituyéndose con más incidencia, y el barrio Trapichillo el de menor incidencia puesto que de 16 muestras cinco son positivas correspondiente a 31.3%

4.1.2 Porcentaje de Dirofilariosis y Anaplasmosis por Edad

Cuadro 6. Presencia de Dirofilariosis y Anaplasmosis por edad en porcentaje

N° de muestras	Dirofilaria			Anaplasma			
	N° De Positivos > a un año	N° De Positivos < a un año	%	N° De Positivos > a un año	%	N° De Positivos < a un año	%
80	0	0	0%	26	32,5 %	12	15,0 %

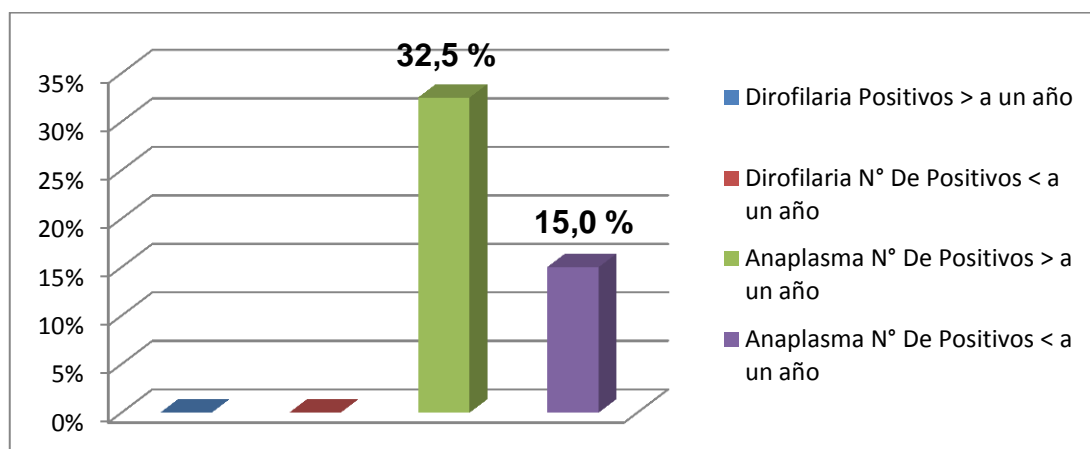


Figura 6. Presencia de Dirofilariosis y Anaplasmosis por edad

Como se puede observar en el cuadro y figura seis existe un 0% de dirofilariosis tanto en pacientes menores como mayores a un año. En cambio existe un 32,5% de anaplasmosis en muestras de pacientes mayores a un año y un 15% menores a un año, considerándose que los animales mayores a un año son aquellos más expuestos a la enfermedad

4.1.3 Porcentaje de Anaplasmosis y Dirofilariosis por Sexo

Cuadro 7. Presencia de Anaplasmosis y Dirofilariosis por sexo en porcentaje.

N° de muestras	Dirofilaria			Anaplasma			
	N° De Positivos Machos	N° De Positivos Hembras	%	N° De Positivos Machos	%	N° De Positivos Hembras	%
80	0	0	0%	24	30,0%	18	22,5%

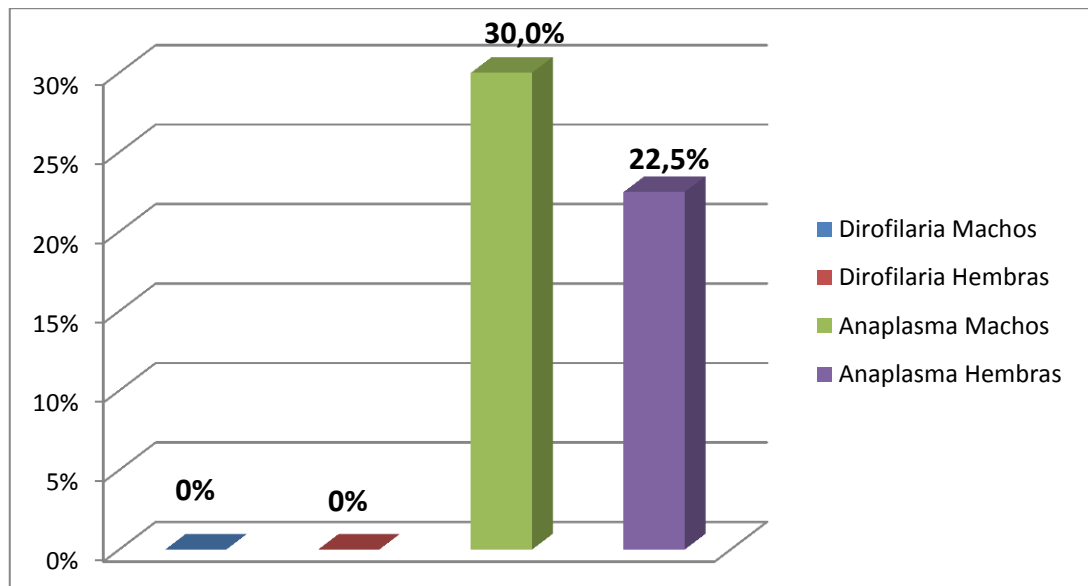


Figura 7. Presencia de Anaplasmosis y Dirofilariosis por sexo

En el cuadro figura siete, se puede observar que existe un 0% de dirofilariosis tanto en hembras como en machos; mientras que, existe un 30% de anaplasmosis en machos y un 22,5% en hembras, de tal modo que se puede decir que los machos son mayormente afectados debido a que a éstos se los lleva a las fincas mientras que las hembras se las mantiene en el hogar.

4.2 COMPARACIÓN DE LAS TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO APLICADAS.

Cuadro 8. Comparación de técnicas aplicadas en porcentaje

N° de muestras	Dirofilaria				Anaplasma			
	Positivos Test SNAP *4Dx*	Positivos Tinción de Giemsa	Positivos Técnica de Knott	%	Positivos Test SNAP *4Dx*	%	Positivos Tinción de Giemsa	%
80	0	0	0	0 %	38	47,5 %	43	53,8 %

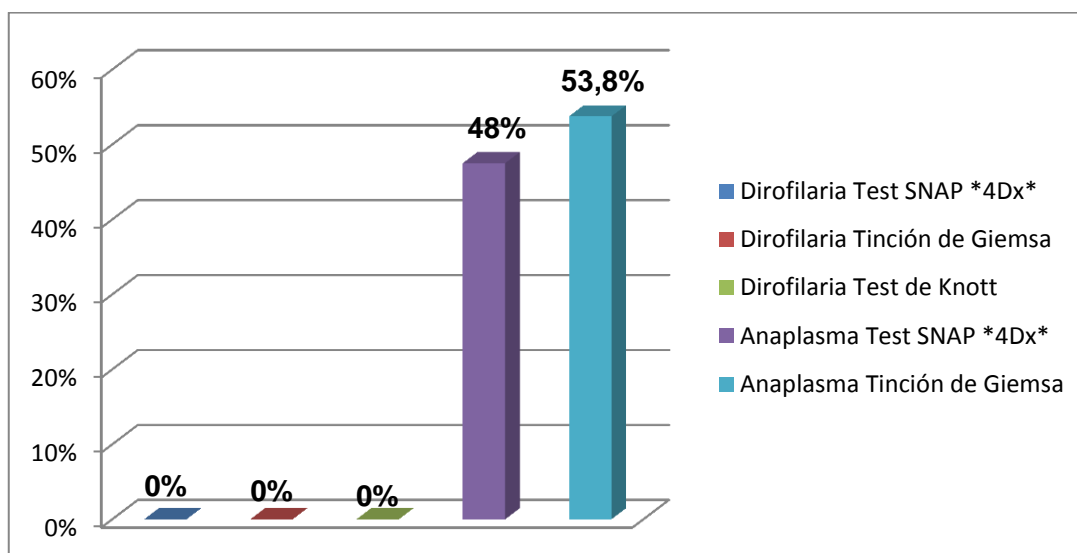


Figura 8. Comparación de técnicas aplicadas

En el cuadro y figura ocho observamos que existe un 0% de positivos de las muestras recolectadas frente a dirofilariosis en las tres técnicas de diagnóstico utilizadas por lo que no se podría hacer una comparación específica entre ellas. Por otra parte podemos observar que existe un 53,8% de positivos utilizando el test SNAP *4Dx*, y; un 48% de positivos utilizando la Tinción de Giemsa, por lo cual se puede decir que ambas técnicas son confiables para el diagnóstico de anaplasmosis o que se pueden utilizar las dos técnicas la una como método complementario de la otra.

4.3 ALTERACIONES POR BIOMETRÍA HEMÁTICA EN DIROFILARIA Y ANAPLASMOSIS

Cuadro 9. Alteraciones por biometría hemática en dirofilariosis y anaplasmosis en porcentaje

Principales Alteraciones por Biometría Hemática		
	N° de Muestras	%
Anemia	18	23%
Trombocitosis	6	8%
Trombocitopenia	24	30%
Linfocitosis	10	13%
Eosinofilia	6	8%
Neutropenia	3	4%
Leucocitosis	6	8%

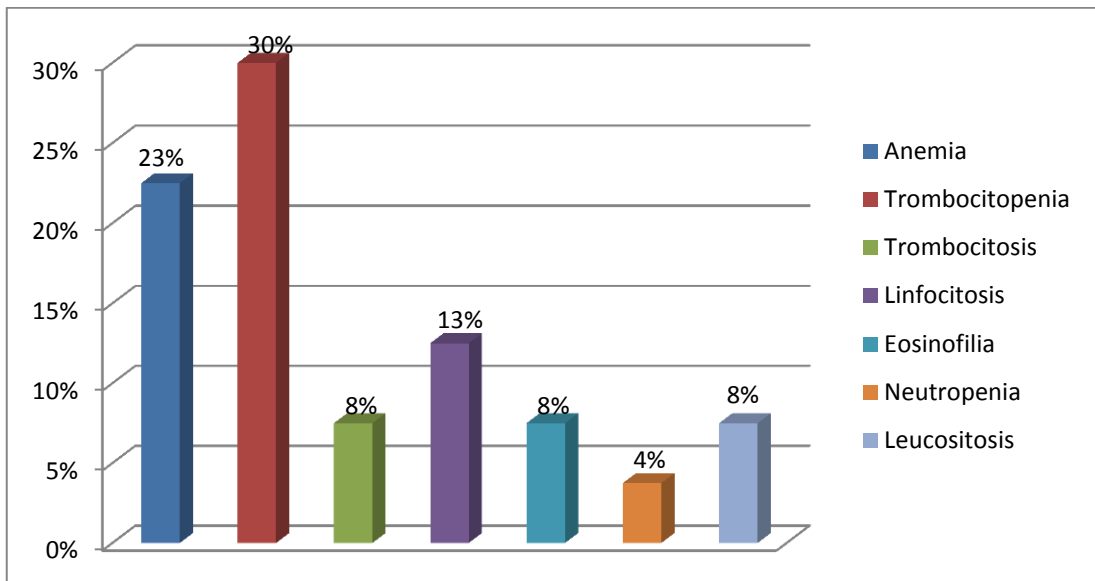


Figura 9. Alteraciones por biometría hemática en dirofilariosis y anaplasmosis

En el cuadro y figura nueve se aprecian los cambios hemáticos que se observaron en las muestras de pacientes que se sometieron a investigación. De estos cambios se puede observar que se encontró en un 30% de pacientes trombocitopenia, el 23% anemia, un 13% de linfocitosis, 8% de trombocitosis, eosinofilia y leucocitosis y un 4% neutropenia. Estos cambios fueron evidenciados al realizar una biometría hemática y con estos hallazgos se pudo determinar y confirmar el diagnóstico de dirofilariosis y anaplasmosis en los pacientes positivos en el test SNAP *4Dx*.

4.4 PREPARACIÓN DE MATERIAL DIDÁCTICO

Esta variable se la pudo cumplir durante el trabajo de campo en dónde se realizaron los frotis sanguíneos y tinciones con los cuales se elaboraron 80 placas, las mismas que se las donó al Laboratorio de Diagnóstico Veterinario de la UNL, con la finalidad de que sirvan de material didáctico para los estudiantes que cursen la materia en cuestión.

4.5 SOCIALIZACIÓN DE RESULTADOS

La socialización de resultados se lo realizó el día martes 27 de mayo a las nueve horas treinta en el aula de microscopía del laboratorio de diagnóstico Veterinario con los alumnos del paralelo “B” de tercer ciclo de la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Las evidencias de la socialización constan en los anexos cuatro y cinco.

5. DISCUSIÓN

Porcentaje de Anaplasmosis y Dirofilariosis canina por barrios, edad y sexo. Se analizaron 80 muestras provenientes de los cinco barrios en estudio: la Vega, Monterrey, El Limón, Chichaca y Trapichillo; se escogió estos barrios debido que se encuentran en la parte rural del cantón y es probable que en estos lugares no se llevó un calendario de desparasitación adecuado de sus mascotas.

Al hacer el análisis de estas muestras no se encontraron positivos a dirofilariosis es decir ningún paciente de los cinco barrios tiene la enfermedad, a pesar de que hay factores que favorecerían la presencia del parásito como son temperatura, clima. Labarthe, 1998 cita que para que se desarrolle el ciclo biológico de *Dirofilaria immitis* depende de condiciones medioambientales favorables para la existencia de vectores competentes, una población susceptible de hospedadores definitivos y la presencia de animales microfilarémicos. Las personas de las localidades contribuyen mucho a que no se desarrolle el huésped intermediario puesto que se realiza control de plagas y de mosquitos especialmente con frecuencia lo cual no permite que larvas de *D. immitis* vivan el tiempo suficiente para que se desarrollen a infectantes y luego poder transmitirlos.

Por otro lado en el barrio La Vega se encontró que 11 de 16 muestras resultaron positivas a anaplasmosis lo que corresponde a un 68% de animales que presentan la enfermedad constituyéndose como el barrio más contaminado, también se encontró un 56.3% en el Barrio Chichaca y un 43.8% en el Barrio Monterrey que también son porcentajes elevados que indican que la enfermedad está presente en dichos lugares. La presencia acentuada de anaplasmosis en estos sectores es debido a la presencia de garrapatas en cada sector estudiado en donde los animales no son debidamente desparasitados. El barrio menos contaminado es Trapichillo con un 31.3% que si bien es cierto aún se considera un porcentaje elevado.

La presencia de estas enfermedades con respecto a la edad de los perros se pudo determinar que existe un 0% de dirofilariosis en todos los pacientes. Mientras que existe un 35% de anaplasmosis en pacientes mayores a un año y un 15% en pacientes menores a un año, considerándose que los animales mayores a un año son aquellos más expuestos a la enfermedad debido a que los cachorros reciben más cuidados por sus propietarios como lo es vacunas, desparasitaciones, afecto, los mantienen dentro del hogar, etc. Mientras que los animales de más de un años suelen ser llevados a las fincas, a la calle, ya no llevan un calendario de desparasitación adecuado por lo tanto están más expuestos a sufrir la enfermedad.

En cuanto a la presencia de dirofilariosis y anaplasmosis en perros de acuerdo al sexo se observa en el cuadro seis y figura nueve, que existe un 0% de dirofilariosis tanto en hembras como en machos; mientras que, existe un 30% de anaplasmosis en machos y un 22,5% en hembras, de tal modo que se puede decir que los machos son mayormente afectados debido a que a éstos se los lleva a las fincas mientras que las hembras se las mantiene en el hogar, aunque no se puede establecer una diferencias amplia en que indique una predilección por sexo.

Adrianzén, et al 2003, indican en su investigación "Seroprevalencia de Diofilariosis y Erlichiosis canina en tres distritos de Lima" en la cual se trabajó 140 muestras de caninos sin distinción de raza, edad y sexo y obtuvieron una prevalencia de 4.4% de *D. Immitis* e indican que no existe diferencias estadísticas para las variables distrito y edad mientras que si existió diferencia estadística para hogar y sexo indicando que los animales que permanecen mayor tiempo fuera del hogar y las hembras son las que tienen mayor riesgo de adquirir la enfermedad. Estos datos no concuerdan con los obtenidos en esta investigación debido a que la misma se realizó en el Ecuador cuyas formas de vida y costumbres de cuidado de las mascotas pueden ser diferentes.

Comparación de las técnicas de diagnóstico aplicadas. Observando en el cuadro siete y figura diez existe un 0% de positivos de las muestras recolectadas frente a dirofilariosis en las tres técnicas de diagnóstico utilizadas por lo que no se podría hacer una comparación específica entre ellas o por el contrario se puede decir que las tres técnicas son adecuadas debido a que en ninguna de ellas se observó algún falso negativo o positivo.

Por otra parte podemos observar que existe un 53,8% de positivos utilizando el test SNAP *4Dx*, y; un 48% de positivos utilizando la Tinción de Giemsa, por lo cual se puede decir que ambas técnicas son confiables para el diagnóstico de anaplasmosis o que se pueden utilizar las dos técnicas la una como método complementario de la otra. Se fundamenta en que el test SNAP *4Dx*, es un diagnóstico in vitro para la detección de antígeno de la *Dirofilaria immitis*, anticuerpos frente a *Anaplasma phagocytophilum*, anticuerpos frente a *Anaplasma platys*, anticuerpos frente a *Borrelia burgdorferi*, anticuerpos frente a *Ehrlichia canis* y anticuerpos frente a *Ehrlichia ewingii* en suero, plasma o sangre total canina. Proporciona resultados exactos en ocho minutos. El Test tiene una especificidad de al menos un 98% (Prospecto adjunto en el kit). Mientras que al utilizar la tinción de Giemsa, se pueden observar los anaplasmas presentes en la sangre del paciente.

En la investigación realizada por Adrianzén, et al 2003, utilizaron el kit comercial de Elisa "IDEXX" Snap Combo Canino, que al igual que el test SNAP *4Dx* detectan el antígeno de *D. immitis* cambiando únicamente la casa comercial, manteniendo una especificidad elevada.

Alteraciones por Biometría Hemática En el cuadro y figura nueve se aprecian los cambios hemáticos que se observaron en las muestras de pacientes que se sometieron a investigación. De estos cambios se puede observar que se encontró en un 30% de pacientes trombocitopenia, esto es debido a que la acción expoliatriz del anaplasma es decir la capacidad de alimentarse del anaplasma y el vivir dentro de la célula produce hemólisis y

por ende un aumento hemorragia en donde las plaquetas deben actuar produciéndose así una disminución de las mismas por aumento de su consumo.

Se evidenció la presencia de un 23% anemia que como se explicó anteriormente hay una disminución de glóbulos rojos por hemólisis, un 13% de linfocitosis que se le atribuye a una linfocitosis causada por estrés del paciente al ser manipulado para la toma de muestra. Alleman y Couto, 2006, señalan que la anaplasma puede causar la aparición de signos clínicos o los animales pueden permanecer como portadores con una infección subclínica durante un periodo de tiempo prolongado, los portadores subclínicos de estos agentes pueden llegar a presentar signos de la enfermedad cuando hay situaciones de estrés o inmunodepresión (8% de trombocitosis, eosinofilia y leucocitosis y un 4% neutropenia, por lo que los pacientes analizados pudieron estar atravesando la enfermedad hace algún tiempo sin evidenciar signos clínicos.

Estos cambios fueron evidenciados al realizar una biometría hemática y con estos hallazgos se pudo determinar y confirmar el diagnóstico de dirofilariosis y anaplasmosis en los pacientes positivos en el test SNAP *4Dx*.

6. CONCLUSIONES

Luego de haber culminado el presente trabajo de investigación se ha llegado a las siguientes conclusiones:

- † De los barrios rurales en estudio el barrio la Vega se considera con alta presencia de anaplasmosis con un 68% de incidencia y el barrio con menos presencia fue Trapichillo con 31.3% de incidencia.
- † Se determinó que la presencia de anaplasmosis se encuentra con mayor frecuencia en perros mayores a un año en un 32.5% y en perros menores a un año un 15%; la incidencia de acuerdo sexo se obtuvo un 30% en machos y un 22.5% en hembras.
- † Se determinó que los tres métodos utilizados como son el test SNAP *4Dx* y la tinción de Giemsa (de positivos) y la técnica de Knott son indicados para el diagnóstico de dirofilariosis (0% en ambos) y anaplasmosis (47.5% positivos en Snap y 53.8% en Tinción) puesto que tienen un grado de confiabilidad de 98% con Snap y menor porcentaje con la técnica de Giemsa.
- † Los cambios hemáticos encontrados en los pacientes en estudio reflejan una trombocitopenia (24%) y anemia (18%) marcadas que son cambios esperados en pacientes con anaplasmosis.
- † Los cinco barrios en estudio se consideran libres de dirofilariosis ya que en el estudio realizado se determinó un 0% tanto por sector como por sexo y edad.

7. RECOMENDACIONES

- † Se recomienda las personas que residen en los barrios en estudio instaurar un calendario de desparasitación para sus mascotas de todas las edades y sexo, con la finalidad de evitar enfermedades.
- † Se recomienda el uso del test SNAP *4Dx* y la tinción de Giemsa como método de diagnóstico de Anaplasmosis y Dirofilariosis así como auxiliar una biometría hemática.
- † Que los Médicos Veterinarios orienten a los propietarios de los caninos acerca de las consecuencias que ocasiona la presencia de garrapatas en el medio ya que transmiten hemoparásitos en sus mascotas.

8. BIBLIOGRAFÍA

- † Atkins, C. 1994. Síndrome de la Dirofilariosis de la Cava. En Kira R. y J. Bonagura. *Terapéutica Veterinaria de Pequeñas Animales*. XI edición. Ed. Intermedica España. Pág. 802
- † Acuña, P. 2002. Determinación de la prevalencia de *Dirofilaria immitis* en los distritos de San Martín de Porres, Lima y Rímac. Tesis de Médico Veterinario. Fac. Medicina Veterinaria, Univ. Nacional Mayor de San Marcos, Lima. 47 p.
- † Bowman, DD, Torre, CJ, Mannella, C., 2007. Estudio de 11 estados del oeste para la infección del gusano del corazón (*Dirofilaria immitis*), en protocolos de examen de heces para parásitos gastrointestinales. *Vet. El R.* 8, 293-304.
- † Borchert, A. 1981. *Parasitología Veterinaria*. Editorial Acribia Zaragoza. España. 656p
- † Borgarelli, M., L. Venco, P. M. Piga, F. Bonino, 1997. Surgical removal of heartworms from right atrium of a cat. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 211: 68-69.
- † Busch, D.S.,J. M. Noxon. 1992. Pneumothorax in a dog infected with *Dirofilaria immitis*. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 201p.
- † Cordero M.; Rojo Vázquez FA 1999. *Parasitología Veterinaria*. Ed. McGraw-Hill. Interamericana. España. 679-693.
- † Calvert, CA. 1994. *Manual Clínico de Pequeñas Especies* Birchard/ Sherding. Ed. McGraw-Hill. Interamericana. México. Pág. 579-586.

- † Couto. N and C.G. 2010. Medicina Interna de pequeños animales, 4ta ed, Editorial Elsevier. España. 98-109p.
- † Choaty, C. 1967. Manual de veterinaria de Enfermedades Tropicales Editorial Acribia. España. Pág.154-160
- † Dillon, R. 2000. Dirofilariosis in dogs and cats. En: ETTINGER, S. J., E. C. FELDMAN. 2000. Textbook of veterinary internal medicine. Disease of the dog and cat. 5th ed., W. B. Saunders Company, Philadelphia. USA.
- † Dahlgren, FS, Mandel, EJ, Krebs, JW, Massung, RF and McQuiston, JH. 2011. Increasing incidence of Ehrlichia chaffeensis and Anaplasma phagocytophilum in the United States, 2000–2009. Am. J. Trop. Med. Hyg. 85: 124–131.
- † Domínguez G. 2011. Prevalencia e identificación de hemoparásitos (*ehrlichia canis*, *babesia canis* y *anaplasma phagocytophilum*) en perros de la ciudad de Cuenca. Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Cuenca, Ecuador 53-60p.
- † Foley JE, Foley P, Madigan JE. Spatial distribution of seropositivity to the causative agent of granulocytic ehrlichiosis in dogs in California. Am J Vet Res 2001;62:1599–1605.
- † Georgi, J. 1994. Parasitología en clínica canina. McGraw-Hill Interamericana, Atlampa. México.
- † Gómez, M., F. A. Rojo, J. Guerrero. 1999. Filariosis. En: Cordero, M., F. A. Rojo, M. C. Sánchez, S. Hernández, I. Navarrete, P. Diez, H. Quiroz, M. Carvalho. 1999. Parasitología Veterinaria. McGraw-Hill Interamericana, Madrid. España.

- † Henn, J. B., M. W. Gabriel, R. W. Kasten, N. Brown, J. H. Theis, J. E. Foley, and B. B. Chomel. 2007 Gray foxes (*Urocyon cinereoargenteus*) as a potential reservoir of a *Bartonella clarridgeiae*-like bacterium and domestic dogs as sentinels for zoonotic arthropod-borne pathogens in northern California. *Journal of Clinical Microbiology* 45:2411-2418.
- † Johnstone C; D.H. Knight; J.B. Lok. 1997. *Introducción a la parasitología. El espectro de parasitismo. En: Parásitos y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos*. Universidad de Pennsylvania. Merial, USA 111p.
- † Kittleson, M. D., R. D. Kienle. 2000. *Medicina cardiovascular de pequeños animales*. 2a ed., Multimédica, Barcelona. España. 96p
- † Knight, D. 1997. *Guías Para el Diagnóstico y Tratamiento de la Infección Por el Gusano del Corazón (Dirofilaria immitis)*. En Kirk, R. y J. Bonagura. *Terapéutica de Pequeños Animales*. XII edición. Ed. Itermédica. España. 948p
- † *Manual Merk de Veterinaria. Un Manual de Diagnóstico, Tratamiento, Prevención y Control de las Enfermedades para el Veterinario*. Translation Co. Of America. 1993. 4 ed. España. Ed. Océano/Centrum. p.85. 28
- † Labarthe, N., M. L. Serrão, Y. M. Fontenele, S. J. Oliveira, R. Lourenço. 1998. Mosquito Frequency and Feeding Habits in an Enzootic Canine Dirofilariasis Area in Niterói, State of Rio de Janeiro, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 93: 145-154.
- † Rawlings, C.; Calvert C. 1997. *Verminosis Cardiaca*. En Ettinger, S. *Tratado de Medicina Interna Veterinaria*. Ed. Intermedica Argentina. 1263 p.

† Soulsby, E.J.L. 1987. Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos VII Edición. Ed. Interamericana. México p. 308-311.

Sitios web:

† Alleman R, Couto G. 2006. Testing for tick borne diseases: How and when? [Internet]. Disponible en: <http://www.vet.ohio-state.edu/assets/pdf/hospital/bloodBank/wellness/research/TestingforTickBorneDiseases.pdf>

† http://laboratoriobiovet.com/instructivo_toma_muestras.pdf , 2013

† http://al.idexx.com/html/es_es/smallanimal/inhouse/snap/4dx.html, 2013

† <http://www.ihrdiagnostica.com/tecnicas/pdf/ColoracionGIEMSAv2.pdf> , 2013

† <http://es.scribd.com/doc/51130835/Ehrlichiosis-y-Anaplasmosis-canina-2011>

† <http://www.slideshare.net/fagoto/hemoparasitos-caninos>, 2013

† http://www.ehowenespanol.com/sintomas-anaplasmosis-canina-lista_101288/, 2013

† <http://argos.portalveterinaria.com/noticia/8579/ESCCAP/>, 10, 2013

† TARELLO, W. 2001 Importance in the Dogs of Concentration Test For The Diagnosis of Heartworm Disease In Non Endemic Areas [On Line] disponible: <http://www.priory.com/vet/cardioworm.htm> [10/01/01]

† VIRTUAL NAVAL HOSPITAL.2001. Manual of Naval Preventive Medicine.[Online].Disponible:<http://www.vnh.org/PreventiveMedicine/Chapter8/8.35.html> [01/06/01]

- † <http://vet.osu.edu/greyhound-es/enfermedades-transmitidas-por-garrapatas>, 2013
- † <http://lagalgabetty.jimdo.com/consejos/erlichia-y-anaplasma/>, 2013
- † <http://www.vnh.org/PreventiveMedicine/Chapter8/8.35html>, 2013
- † <http://www.mascotasinfo.com/dog-health/anasplasmosis-in-dogs.html>, 2013
- † <http://www.cvm.msu.edu/pare/Docs/vetpics.htm>, 2013
- † <http://cal.vet.upenn.edu/parasit/heartworm>, 2013
- † <https://www.heartwormsociety.org/veterinary-resources/american-heartworm-society-guidelines>, 2015
- † <http://www.laboklin.de/pages/html/es/VetInfo/aktuell/main.html>
- † Chávez 2003: <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v14n1/a08v14n1.pdf>

9. ANEXOS

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

AREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

ANEXO 1: REGISTRO DE CAMPO

Universidad Nacional de Loja						
Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables						
Carrera de Medicina Veterinaria Y Zootécnia						
Hoja de Campo						
Tesista: Mayra Alejandra Peñaloza Loja				Fecha: 20/02/2014		
N°de Muestra	Sector	Propietario	Sexo		Edad	Nombre
			M	H		
1	La Vega	Lady Troya		X	5 años	Lulu
2	La Vega	Lady Troya		X	7 meses	Gorda
3	La Vega	Luz Quizhpe	X		6 años	Roqui
4	La Vega	Luz Quizhpe		x	8 años	Luca
5	La Vega	Mariana Herrera		x	15 años	Lazy
6	La Vega	Paulina Cabrera	X		4 años	Chiquito
7	La Vega	Margot Sánchez	X		1 año	Spay
8	La Vega	Margot Sánchez	X		5 años	Niño
9	La Vega	Margot Sánchez		x	1 año	Coqueta
10	La Vega	Nicol Fajardo		x	4 meses	Blanca

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

AREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

ANEXO 2: REGISTRO DE LABORATORIO

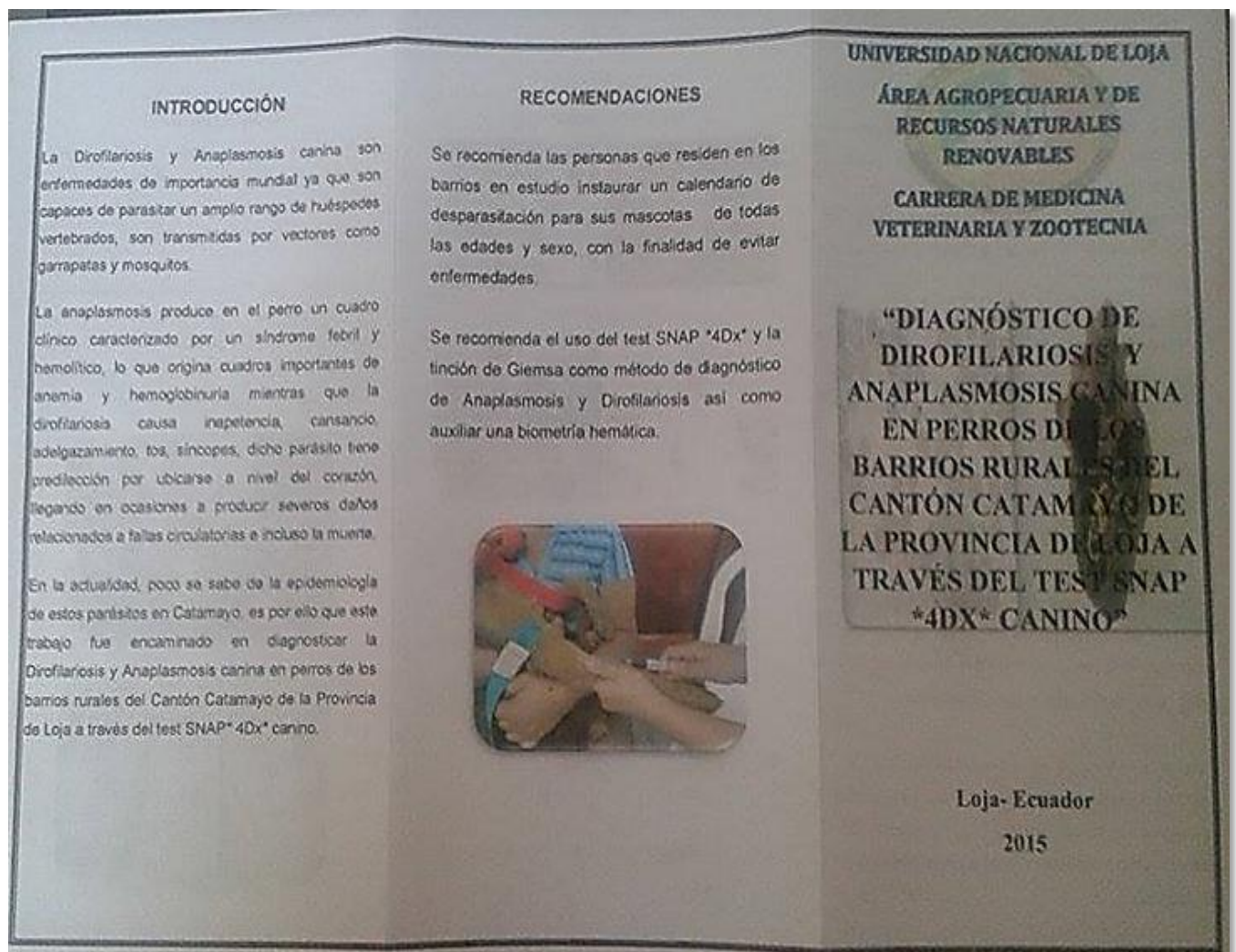
Universidad Nacional de Loja						
Area Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables						
Carrera de Medicina Veterinaria Y Zootécnia						
Hoja de Laboratorio						
N° de Muestra	Técnicas de Diagnóstico					
	Giemsa (Anaplasma)	Giemsa (Dirofilaria)	Test SNAP *4Dx* Plus(Anaplasma)	Test SNAP *4Dx* Plus(Dirofilaria)	Test de Knott	Observa ciones
	Resultado	Resultado	Resultado	Resultado	Resultado	
1	+	-	+	-	-	
2	+	-	+	-	-	
3	+	-	+	-	-	
4	+	-	+	-	-	
5	+	-	+	-	-	
6	+	-	+	-	-	
7	+	-	+	-	-	
8	+	-	-	-	-	
9	+	-	+	-	-	
10	+	-	+	-	-	

ANEXO 3: FOTOS





ANEXO 4: TRÍPTICO CON EL QUE SE REALIZÓ LA SOCIALIZACIÓN DE RESULTADOS CON LOS ALUMNOS DE TERCER MÓDULO DE LA CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA.



RESUMEN

La investigación se realizó en 80 muestras de caninos de barrios rurales del Cantón Cafamayo de la Provincia de Loja con el propósito de diagnosticar *Dirofilariosis* y *Anaplasmosis* a través del test SNAP® 4Dx® canino.

Los resultados muestran que el barrio con mayor incidencia de anaplasmosis es el barrio La Vega con un promedio de 68.8% de positivos. Existe un 32.5% de anaplasmosis en perros mayores a un año y un 15% en perros menores a un año. Los machos mostraron mayor porcentaje de contaminación (30%) que las hembras (22.5%). En la comparación de las técnicas se determinó que las dos técnicas son confiables ya que con el test SNAP® 4Dx® canino se obtuvo un 53.8% y con la tinción de Giemsa 48% de positivos para anaplasmosis y 0% en las dos técnicas para *dirofilariosis*.

En las alteraciones de la biometría hemática se encontró porcentajes marcados de 30% como positivos a anaplasmosis, los mismos que presentaron trombocitopenia, 23% anemia, 13% linfocitosis.

BIOMETRÍA HEMÁTICA



TINCIÓN GIEMSA



MÉTODO DE KNOTT



TEST SNAP® 4DX®



CONCLUSIONES

De los barrios rurales en estudio el barrio la Vega se considera con alta presencia de anaplasmosis con un 68% de incidencia y el de menor presencia Trapichillo con 31.3% de incidencia.

Se determinó que la presencia de anaplasmosis se encuentra con mayor frecuencia en perros mayores a un año en un 32.5% y en perros menores a un año un 15%; la incidencia de acuerdo sexo se obtuvo un 30% en machos y un 22.5% en hembras.



ANEXO 5: SOCIALIZACIÓN DE RESULTADOS CON LOS ALUMNOS DEL TERCER CICLO DE LA CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA.

