



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS
NATURALES RENOVABLES

CARRERA DE MEDICINA
VETERINARIA Y ZOOTECNIA

"DIAGNÓSTICO DE EHRlichiosis EN PERROS
PROCEDENTES DE LOS BARRIOS RURALES DEL
CANTÓN CATAMAYO, A TRAVÉS DEL SNAP*4 Dx"**

TESIS PREVIA A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO
DE MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

AUTORA:

Jessica Carolina Caraguay Martínez.

DIRECTORA:

Dra. Patricia Soledad Ayora Fernández.

Loja - Ecuador
2015

CERTIFICACIÓN DEL DIRECTOR DE TESIS

Dra. Patricia Ayora Fernández
DIRECTORA DE TESIS

CERTIFICA:

Que he revisado la presente tesis titulada “**DIAGNÓSTICO DE EHRlichiosis EN PERROS PROCEDENTES DE LOS BARRIOS RURALES DEL CANTÓN CATAMAYO, A TRAVÉS DEL SNAP*4 Dx***” realizada por la señorita egresada **JESSICA CAROLINA CARAGUAY MARTÍNEZ**, la misma que cumple con todos los lineamientos establecidos para su respectiva presentación normada por la Universidad Nacional de Loja, por lo cual, autorizo su presentación para los fines legales pertinentes.

Loja, Junio del 2015

Atentamente,



Dra. Patricia Ayora Fernández
DIRECTORA DE TESIS

CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

“DIAGNÓSTICO DE EHRlichiosis EN PERROS PROCEDENTES DE LOS BARRIOS RURALES DEL CANTÓN CATAMAYO, A TRAVÉS DEL SNAP*4 Dx*”

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

MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

APROBADA:

Dr. Dubal Antonio Jumbo Jimbo Mg.Sc.

PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

Dr. Julio Ignacio Gómez Orbes Esp.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Ing. Nohemí del Carmen Jumbo Benítez Mg.Sc.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

AUTORÍA

Yo, Jessica Carolina Caraguay Martínez, declaro ser autora del presente trabajo de tesis que ha sido desarrollada con base a una investigación exhaustiva y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos o acciones legales, por el contenido de la misma; los conceptos, ideas, resultados, conclusiones y recomendaciones vertidos en el desarrollo del presente trabajo de investigación son de absoluta responsabilidad de su autor.

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

Autora: Jessica Carolina Caraguay Martínez.



Firma:.....

Cédula: 1900618446

Fecha: 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, **Jessica Carolina Caraguay Martínez**, declaro ser autora de la tesis titulada **“DIAGNÓSTICO DE EHRLICHIOSIS EN PERROS PROCEDENTES DE LOS BARRIOS RURALES DEL CANTÓN CATAMAYO, A TRAVÉS DEL SNAP*4 Dx*”** como requisito para optar al 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 de la siguiente manera en el Repositorio Digital Institucional (RDI):

Los usuarios puedan consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en las redes de información del país y del exterior, con las cuales tenga convenio la Universidad.

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

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los 10 días del mes de Junio del 2015 firma la autora.

Firma:.....


Autora: **Jessica Carolina Caraguay Martínez**.

C. I: 1900618446

Dirección: Loja, Ciudadela Héroes del Cenepa

Correo Electrónico. jessy_caraguay@yahoo.es

Teléfono: 2605807

DATOS COMPLEMENTARIOS

Directora de Tesis: **Dra. Patricia Ayora Fernández**.

Tribunal de Grado: **Dr. Dubal Antonio Jumbo Jimbo Mg.Sc.**

Dr. Julio Ignacio Gómez Orbes Esp.

Ing. Nohemí del Carmen Jumbo Benitez Mg.Sc.

AGRADECIMIENTO

Al culminar el presente trabajo de investigación expreso mi agradecimiento a la Universidad Nacional de Loja, al Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables, de manera particular a quienes integran la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia por darme una excelente formación académica que me permitirá ejercer la profesión de manera eficiente.

A mis padres, a quienes agradezco por el gran amor, apoyo, entrega y comprensión brindada para impulsarme a alcanzar este reto; a mis hermanas y hermano que constituyen un pilar fundamental en mi vida.

A los docentes que me educaron en el transcurso de mi formación académica, por transmitirme sus sabios conocimientos y enseñanzas.

A la Dra. Patricia Ayora F. Directora de tesis por su valioso asesoramiento y el apoyo constante para concluir con éxito el presente trabajo.

Al Dr. Dubal Jumbo, Coordinador de la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia por su incansable labor en beneficio de quienes nos educamos en ella.

Al Personal Administrativo que con su labor valiosa y constante constituyeron un gran apoyo en el desarrollo de mis labores estudiantiles y la ejecución de mi tesis.

A mis compañeros de trabajo del Laboratorio, por su cariño y su gran aporte académico para fortalecer mi desempeño profesional.

A Mayra, por brindarme su valiosa amistad y por la alegría de compartir esfuerzos en el desarrollo del presente trabajo y a todos mis amigos, con los que he vivido inolvidables momentos llenos de alegría.

Jessica Carolina Caraguay Martínez

DEDICATORIA

Quiero dedicar el presente trabajo a todos los animales del mundo en especial a aquellos que sufren maltrato y abandono en las calles, porque ellos son el motivo que me impulsa a concluir este sueño.

Jessica Carolina

ÍNDICE GENERAL

<u>CONTENIDO</u>	<u>Pag.</u>
CARATULA	¡ERROR! MARCADOR NO DEFINIDO.
CERTIFICACIÓN DEL DIRECTOR DE TESIS	II
CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO	III
AUTORÍA.....	IV
CARTA DE AUTORIZACIÓN DE TESIS.....	V
AGRADECIMIENTO	VI
DEDICATORIA	VII
ÍNDICE GENERAL	VIII
ÍNDICE DE CUADROS	XI
ÍNDICE DE FIGURAS	XII
RESUMEN.....	XV
SUMMARY.....	XVI
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1 Manejo Sanitario de los Perros	4
2.2 Enfermedades Infecciosas.....	4
2.3 Patógenos Bacterianos Intracelulares Obligados.....	5
2.4 Ehrlichiosis canina	6
2.4.1 Etiología y epidemiología	6
2.4.2 Transmisión.....	7
2.4.3 Predisposición racial y etárea	14
2.4.4 Curso de la enfermedad.....	14
2.4.5 Diagnóstico	16

2.4.6 Diagnóstico diferencial	21
2.4.7 Tratamiento	21
2.4.8 Profilaxis.....	22
2.5 Trabajos Relacionados.....	23
3. MATERIALES Y MÉTODOS	24
3.1 MATERIALES	24
3.1.1 Materiales de Campo	24
3.1.2 Materiales de Laboratorio.....	24
3.1.3 Materiales de Oficina.....	25
3.2 MÉTODOS	25
3.2.1 Delimitación del área de estudio	25
3.2.2 Tamaño y Selección de la muestra	27
3.2.3 Recopilación de la información	27
3.2.4 Técnicas de Laboratorio.....	28
3.2.5 Variables en estudio.....	40
3.2.6 Procesamiento de la información	40
4. RESULTADOS	25
4.1 Porcentaje de Ehrlichiosis total en perros	25
4.2 Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios, sexo y edad de los animales	44
4.2.1 Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios.....	44
4.2.3 Prevalencia de Ehrlichiosis canina de acuerdo a la edad....	46
4.3 Relacionar los resultados del kit con la biometría hemática de los casos positivos.....	47
4.4 Clasificación de géneros de los vectores transmisores de la enfermedad.....	48

4.5	Verificar la eficacia del Snap*4Dx* comparado con el método de tinción de Giemsa	50
5.	DISCUSIÓN.....	44
5.1	Porcentaje de Ehrlichiosis total en perros.....	44
5.2	Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios, sexo y edad de los animales	44
5.2.1	Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios.....	44
5.2.2	Prevalencia de Ehrlichiosis canina de acuerdo al sexo.....	52
5.2.3	Prevalencia de Ehrlichiosis canina de acuerdo a la edad.....	52
5.3	Relacionar los resultados del kit con la biometría hemática de los casos positivos.....	53
5.4	Clasificación de géneros de los vectores transmisores de la enfermedad	54
5.5	Verificar la eficacia del Snap*4Dx* comparado con el método de tinción de Giemsa	55
6.	CONCLUSIONES.....	57
7.	RECOMENDACIONES.....	57
8.	BIBLIOGRAFÍA.....	57
9.	ANEXOS.....	60

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1 Componentes del Kit SNAP*4 Dx*.....	37
Cuadro 2 Porcentaje total de Ehrlichiosis.....	25
Cuadro 3 Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios	44
Cuadro 4 Prevalencia de Ehrlichiosis de acuerdo al sexo.....	45
Cuadro 5 Prevalencia de Ehrlichiosis de acuerdo a la edad	46
Cuadro 6 Relación de los resultados del kit con la biometría hemática de los casos positivos	47
Cuadro 7 Clasificación de géneros de los vectores transmisores de la enfermedad	49
Cuadro 8 Eficacia del Snap *4Dx* comparado con el método de tinción de Giemsa.....	50

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1	Ehrlichia canis	6
Figura 2	Garrapata marrón del perro (Rhipicephalus sanguineus).....	7
Figura 3	Morfología externa de una garrapata macho; vista dorsal	9
Figura 4	Anatomía externa de una garrapata macho; vista ventral	9
Figura 5	Anatomía externa de una garrapata hembra; vista dorsal.....	9
Figura 6	Garrapatas del Género Ixodes	10
Figura 7	Garrapatas del Género Rhipicephalus	11
Figura 8	Garrapata del Género Boophilus.....	12
Figura 9	Garrapatas del Género Hyalomma.....	12
Figura 10	Garrapatas del Género Amblyomma.....	13
Figura 11	Garrapatas del Género Haemaphysalis	13
Figura 12	Garrapatas del Género Dermacentor	14
Figura 13	Canino con epistaxis	14
Figura 14	SNAP*4 Dx*	18
Figura 15	Interpretación de los resultados de los análisis del SNAP*4 Dx* .	20
Figura 16	Mapa del cantón Catamayo con sus barrios rurales	26
Figura 17	Paso 1 para la realización de Biometría hemática	29
Figura 18	Paso 3 para realización de Biometría hemática	29
Figura 19	Paso 5 para realización de Biometría hemática	30
Figura 20	Paso 6 para realización de Biometría hemática en el Analizador de Hematología IDEXX VetAutoread™	30
Figura 21	Paso 7 para realización de Biometría hemática	31
Figura 22	Mensajes que aparecerán durante un análisis normal en el Analizador de Hematología IDEXX VetAutoread™	32
Figura 23	Pasos para realizar un frotis sanguíneo	35
Figura 24	Partes del Dispositivo Snap *4Dx*	38
Figura 25	Formas de presionar el activador del Snap *4Dx*.....	38
Figura 26	Puntos de la muestra que indican la presencia de antígeno en el Snap *4Dx*	39
Figura 27	Punto de la muestra que indica resultado negativo en el Snap *4Dx*	39
Figura 28	Porcentaje total de Ehrlichiosis	25

Figura 29	Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios.....	45
Figura 30	Prevalencia de Ehrlichiosis de acuerdo al sexo	46
Figura 31	Prevalencia de Ehrlichiosis de acuerdo a la edad.....	47
Figura 32	Relación de los resultados del kit con la biometría hemática de los casos positivos.....	48
Figura 33	Clasificación de géneros de los vectores transmisores de la enfermedad.....	49
Figura 34	Eficacia del Snap*4Dx* comparado con el método de tinción de Giemsa	50

**“DIAGNÓSTICO DE EHRLICHIOSIS EN PERROS
PROCEDENTES DE LOS BARRIOS RURALES DEL
CANTÓN CATAMAYO, A TRAVÉS DEL SNAP*4 Dx*”**

RESUMEN

Se analizaron 80 muestras de sangre tomadas de caninos de los barrios rurales La Vega, Monterrey, Trapichillo, Chichaca y El Limón del cantón Catamayo utilizando tubos vacutainer con anticoagulante. El diagnóstico de Ehrlichiosis se realizó a través del SNAP*4Dx* de la casa comercial IDEXX y el método de tinción de Giemsa, comparando estos resultados con los valores obtenidos de la biometría hemática realizada en el analizador de hematología IDEXX VetAutoread. El porcentaje de Ehrlichiosis total determinada por el SNAP*4Dx* fue de 56,25%. La prevalencia por barrios fue la siguiente: barrio La Vega 81,25%; Monterrey 81,25%; Trapichillo 43,75%; El Limón 37,50%, y Chichaca 37,50%. La prevalencia de Ehrlichiosis canina de acuerdo al sexo fue para los machos de 52,27% y del 61,11% para las hembras y por edad de 72% para los caninos mayores a un año de edad y del 30% en caninos menores a un año. La técnica de tinción de Giemsa diagnosticó solo el 15,6% de la enfermedad; debido a que esta técnica permite la visualización de las mórulas de Ehrlichia en frotis sanguíneos sólo en el 4% de los pacientes enfermos; mientras que el 100% de los casos positivos en este estudio fueron detectados por el Snap*4Dx* debido a que esta prueba posee una sensibilidad de 98.8% y una especificidad de 100%. Los hallazgos hematológicos fueron: trombocitopenia 91,11%; anemia 37,78%, leucocitosis 22,22%, leucopenia 17,78%; eosinofilia 11,11% y policitemia 4,44%. Al clasificarse el género de los vectores transmisores de la enfermedad el 68 % correspondió al género Rhipicephalus; atribuyéndose la alta incidencia de la enfermedad en esta zona a su clima el cual presta un hábitat propicio para las garrapatas en especial las de este género conocidas como el principal vector de la enfermedad.

SUMMARY

80 blood samples were taken and analysed from dogs from the rural neighborhoods of La Vega, Monterrey, Trapichillo, Chichaca and El Limon within the canton of Catamayo using vacutainer tubes containing anticoagulant. An Ehrlichiosis diagnosis was conducted using SNAP * 4Dx * from IDEXX and the Giemsa staining method. These results were compared with the values obtained from the blood count made in IDEXX VetAutoread hematology analyzer. The total percentage substantiated by the SNAP Ehrlichiosis *4Dx * was 56.25%. The prevalence by districts were: La Vega 81.25%; Monterrey 81.25%; Trapichillo 43.75%; El Limon 37.50% and Chichaca 37.50%. The prevalence of canine Ehrlichiosis according to sex was 52.27% for males, and 61.11% for females and by age 72% in dogs over one year old and 30% in dogs under one year old. The Giemsa staining technique diagnosed only 15.6% of the disease due to the fact that this technique allows visualization of Ehrlichia morulae in blood smears in only 4% of sick patients; whereas 100% of the positive cases in this study were detected by *4Dx * Snap because this test has 98.8% sensitivity of and 100% specificity. Hematological findings were: thrombocytopenia 91.11%; anaemia 37.78%; leucocytosis 22.22%; leukopenia 17.78%; eosinophilia 11.11% and polycythaemia 4.44%. In qualifying the gender of the disease transmitting vectors 68% corresponded to the genus Rhipicephalus; this was attributed to the high incidence of disease in this area mainly due to its climate which provides a favorable habitat for ticks especially of this genre known as the main vector of the disease.

1. INTRODUCCIÓN

La Ehrlichiosis canina, es también llamada pancitopenia tropical canina, tifus canino, fiebre hemorrágica canina y síndrome hemorrágico idiopático, entre otras. (León, Gómez, 2007). Es una enfermedad de distribución cosmopolita que afecta principalmente a los perros. El agente etiológico es la *Ehrlichia canis* (ex-Rickettsia Canis) es una enfermedad reconocida en el mundo como una de las infecciones importantes y potencialmente fatales para los caninos; otras especies de Ehrlichia como *E. chaffeensis*, *E. ewingii* y, potencialmente, *E. ruminantium*, también pueden infectar a los perros pero estas producirían manifestaciones clínicas más benignas.

E. canis fue identificada por primera vez en Algeria en 1935 (Donatien y Lestoquard). Son bacterias intracelulares obligadas gramnegativas, cocoides pleomórficas pequeñas (0,5 μm de diámetro), que parasitan el citoplasma, principalmente, de los leucocitos (monocitos, macrófagos y granulocitos) circulantes, en grupos de organismos denominados mórulas. (Waner et al 2000).

Se transmite por la picadura de garrapatas en concreto, en el caso de *E. canis* existe un único vector conocido: *Rhipicephalus sanguineus*. El modo de transmisión, en la garrapata es transestadial y no transovárica por lo cual este artrópodo no puede ser reservorio de la enfermedad; Esta garrapata, al alimentarse de un perro con ehrlichiosis, puede ingerir glóbulos blancos con Ehrlichia en su citoplasma. (Sainz et al 2000). La mayoría de los casos se producen en las estaciones cálidas donde aumenta el número de garrapatas. (Mayorslab, s.f) .

Una vez que la garrapata ha ingerido sangre, ésta puede transmitir la infección hasta al menos 155 días después ; se debe considerar que el empleo de sangre de perros donantes positivos a ehrlichiosis para ser transfundida puede provocar su transmisión a los perros receptores. (Sainz et al 2000).

La enfermedad se presenta independientemente de la edad, el sexo y la raza. La raza Pastor Alemán es la más susceptible, desarrollando la fase crónica mucho más frecuentemente que otras razas. (León y Gómez, 2007)

La Veterinaria Laura Abellán Vivancos (s.f) en su artículo denominado Ehrlichiosis canina describe que el curso de esta enfermedad presenta tres fases que son: aguda la cual se produce tras un periodo de incubación de 8 a 20 días se inicia dicha fase y dura de 2 a 4 semanas. Se caracteriza por alteraciones hematológicas: trombocitopenia, leucopenia y anemia leve variable. Otras alteraciones que se pueden presentar son pérdida de peso, anorexia, letargia, hipertermia, (41° C), linfadenomegalia, exudado oculonasal seroso o purulento, hemorragias, disnea.

La fase subclínica puede durar de meses a años. En esta fase el animal recupera el peso perdido y resuelve la hipertermia llegando a tener temperatura corporal normal. En algunos animales puede ser eliminado el parásito, (si su estado inmune es competente). Aunque en la mayoría persiste, instaurándose así la fase crónica.

La fase crónica puede manifestarse como una enfermedad leve con alteraciones hematológicas y de peso irrelevantes, o por el contrario, se pueden generar cuadros con: trombocitopenia; nefropatía perdedora de proteínas; disnea o tos por edema intersticial a nivel del pulmón; Hepatomegalia, esplenomegalia o linfadenopatía; signos oculares; alteraciones neuromusculares principalmente causadas por meningitis inflamatoria o hemorrágica (hiperestesia, estados de estupor, o convulsivos...) ; cojeras, rigidez en la marcha por depósitos de inmunocomplejos en las articulaciones ; los signos neurológicos pueden ocurrir tanto en la enfermedad aguda como crónica.

Greene (citado por Romero et al ,s.f) afirma que el diagnóstico de la enfermedad se basa en la anamnesis, presentación clínica, hallazgos patológicos al examen clínico y se confirma con las pruebas de laboratorio. Los cambios hematológicos que pueden encontrarse son: trombocitopenias,

anemia, por lo general, no regenerativas, y leucopenias. Puede confirmarse la infección por la visualización de las mórulas en los monocitos en frotis sanguíneos o aspirados de bazo teñidos con Giemsa, pero solo aparecen en el 4% de las pacientes enfermos por lo cual no debe ser el método de elección. Actualmente, la prueba de inmunofluorescencia indirecta de anticuerpos (IFA) usando antígenos de *E. canis* es el test serológico de diagnóstico más aceptable. Pueden detectar enfermos a partir de los 7 días después de la infección inicial.

La prueba de ELISA está reemplazando a la prueba de inmunofluorescencia indirecta de anticuerpos (IFA) ya que es un análisis confiable para obtener un diagnóstico rápido de la enfermedad y no requiere de equipo especializado, de tal manera que se puede practicar en centros clínicos con la dotación del kit. El snap combo kit para la detección de anticuerpos contra *Ehrlichia canis* es un análisis de inmunoabsorción ligada a enzimas (ELISA) del laboratorio IDEXX, que identifica una región inmunodominante P30 para lo cual utiliza anticuerpos monoclonales 111H7. Esta prueba posee una sensibilidad de 98.8% y una especificidad de 100%. (Parrado et al 2003).

Para la realización del presente trabajo de investigación se plantearon los siguientes objetivos:

- Diagnosticar Ehrlichiosis canina en perros procedentes de los barrios rurales del cantón Catamayo, a través del Snap*4Dx*
- Determinar el porcentaje de Ehrlichiosis total en perros de los barrios rurales del Cantón Catamayo.
- Conocer la prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios, sexo y edad de los animales.
- Relacionar los resultados del Kit con la biometría hemática de los casos positivos
- Clasificar microscópicamente los géneros de los vectores transmisores de la enfermedad presentes en los animales en estudio.
- Verificar la eficacia del Snap*4Dx* comparado con el método de tinción de Giemsa

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Manejo Sanitario de los Perros

El manejo sanitario se puede definir como “el conjunto de medidas cuya finalidad es la de proporcionar al animal condiciones ideales de salud para que éste pueda desarrollarse normalmente según su potencial capacidad, aptitud y de las instalaciones disponibles”. En este conjunto de medidas están incluidas tanto aquellas que buscan impedir las enfermedades, así como las que evitan la propagación de enfermedades infecciosas a otras mascotas e incluso al humano.

Los animales, como todo ser vivo, están expuestos a adquirir enfermedades. Para mantener las mascotas sanas, es fundamental la prevención de infecciones y enfermedades mediante un adecuado manejo sanitario. Es importante mencionar que los perros pueden funcionar como agentes causales o vectores de enfermedades, por lo tanto, el manejo sanitario de estos es fundamental para prevenir la diseminación de patógenos tanto entre animales como para las personas. (Molina y Pavez 2011).

2.2 Enfermedades Infecciosas

Existen multitud de enfermedades infecciosas o infecto-contagiosas para el perro, algunas de las cuales incluso pueden afectar al ser humano (zoonosis), algunas son bastante peligrosas por su capacidad de contagio o por su riesgo de muerte (morbilidad y mortalidad), siendo por ello importante estar informado a la hora de adquirir un cachorro y saber qué otras enfermedades pueden afectar al individuo adulto durante toda su vida (Griñán, 2012)

El estudio de características clínicas y patológicas de cada enfermedad proporcionan un arma importante para su diagnóstico, adicionalmente es de

vital importancia la identificación del agente causal, para que en conjunto sea posible proporcionar un diagnóstico oportuno y veraz con el fin de controlar las enfermedades y en consecuencia la erradicación de las mismas, con especial atención en el tratamiento y la prevención.

El uso de laboratorios de diagnóstico clínico para la detección de enfermedades bacterianas en animales domésticos, proporciona detalles valiosos para la confirmación de la enfermedad sospechosa a través de la identificación del agente etiológico y herramientas importantes para el tratamiento de las mismas. (Ramírez y Zepeda, 2007).

2.3 Patógenos Bacterianos Intracelulares Obligados

Desde una perspectiva evolutiva y clínica, varios grupos de bacterias han desarrollado un estilo de vida intracelular obligado que facilita su existencia en insectos vectores o en uno o más hospedadores animales. Debido a la naturaleza persistente de muchas de estas infecciones intracelulares, los factores que en última instancia predisponen al desarrollo de una enfermedad en muchos hospedadores animales todavía no se comprenden completamente. Recientes análisis genéticos de los genes de ARNr 16S, de choque térmico y de genes de proteínas de superficie han culminado con una clasificación notable de los géneros *Anaplasma*, *Ehrlichia*, *Cowdria*, *Neorickettsia* y *Wolbachia*. Como resultado el género *Ehrlichia* está ahora formado por *E. canis*, *E. chaffeensis*, *E. ewingii*, *E. muris* y *E. ruminantium*. El género *Anaplasma* está ahora constituido por *A. phagocytophilum* (anteriormente *E. equi*, *E. phagocytophila* o *erliquiagranulocitica* humana), *A. bovis* y *A. platys*. *E. risticii* ha sido transferida al género *Neorickettsia*, el cual incluye *N. sennetsu*, *N. helminthoeca*, *N. risticii* y el agente de la fiebre del salmón. Los microorganismos del género *Wolbachia* están reconocidos actualmente como patógenos de artrópodos o simbiosis, pero parecen emerger como patógenos de vertebrados. Dentro de los géneros *Rickettsia*, *Ehrlichia*, *Anaplasma* y *Neorickettsia*, muchas especies pueden ser patógenas para los animales, incluido el ser humano. Muchos de estos

microorganismos se encuentran distribuidos por todo el mundo y pueden transmitirse a través de garrapatas, pulgas, niguas o por la ingestión de insectos o tremátodos. Estos microorganismos pueden inducir manifestaciones de la enfermedad que varían en gravedad desde una enfermedad subclínica o potencialmente mortal. (Ettinger y Feldman, 2006).

2.4 Ehrlichiosis canina

La Ehrlichiosis canina es también llamada pancitopenia tropical canina, tífus canino, fiebre hemorrágica canina y síndrome hemorrágico idiopático, entre otras. (León y Gómez, 2007)

La Erliquiosis canina es una enfermedad infecciosa en perros causada por *E.canis*, *E. chaffensis*, *E. ewingii* y, potencialmente, *E.ruminatium*. Aunque el curso clinicopatológico de la enfermedad puede variar dependiendo de la especie de Ehrlichia infecciosa, el cuadro se caracteriza, de manera típica, por una reducción aguda de los elementos celulares sanguíneos, más a menudo trombocitopenia. (Ettinger y Feldman, 2006).

2.5 Etiología y epidemiología

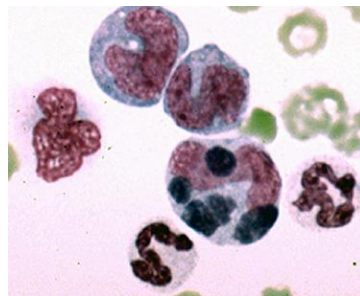


Figura 1 Ehrlichia canis, se observan inclusiones unidas a la membrana (mórulas) dentro del citoplasma de un monocito.

Fuente <http://www.swiftwaterfarms.com>

La ehrlichiosis monocítica canina es causada por la rickettsia Ehrlichia canis, bacterias intracelulares obligadas gramnegativas, cocoides pleomórficas pequeñas (0,5 μm de diámetro), transmitidas por garrapatas y que parasitan el citoplasma, principalmente, de los leucocitos (monocitos, macrófagos y

granulocitos) circulantes, en grupos de organismos denominados mórulas. (Waner et al 2000)

Son bacterias aeróbicas que no tienen una vía glucolítica. *E. canis* fue identificada por primera vez en Algeria en 1935 (Donatien y Lestoquard). Otras especies de *Ehrlichia* , también pueden infectar a los perros pero estas producirían manifestaciones clínicas más benignas.

La enfermedad es transmitida por la garrapata marrón del género *Rhipicephalus sanguineus* . El modo de transmisión, en la garrapata es transestadial y no transovárica por lo cual este artrópodo no puede ser reservorio de la enfermedad. Se infectan de *E. canis* como larvas o ninfas al alimentarse de perros con rickettsias y transmiten la infección a perros susceptibles durante por lo menos 155 días después de la infección. Esto permite al patógeno sobrevivir al invierno en la garrapata e infectar a perros susceptibles.

La mayoría de los casos se producen en las estaciones cálidas donde aumenta el número de garrapatas.(Mayorslab, s.f)

2.5.1 Transmisión



Figura 2 Garrapata marrón del perro (*Rhipicephalus sanguineus*)
Fuente Plagas en red <http://www.plagasenred.com.ar>

Domínguez (2011) en su tesis de grado denominada “Prevalencia e identificación de hemoparásitos en perros de la ciudad de Cuenca” describe lo siguiente:

La ehrlichiosis se transmite por la picadura de garrapatas. En concreto, en el caso de *E. canis* existe un único vector conocido: *Rhipicephalus sanguineus*. Esta garrapata, al alimentarse de un perro con ehrlichiosis, puede ingerir glóbulos blancos con *Ehrlichia* en su citoplasma. Este hecho es mucho más frecuente si la garrapata se fija a perros en fase aguda de la enfermedad, ya que es en esta fase cuando se encuentran un mayor número de leucocitos infectados en sangre.

El potencial de la garrapata como vector y reservorio de esta enfermedad es muy alto. De hecho, una vez que la garrapata ha ingerido sangre, ésta puede transmitir la infección hasta al menos 155 días después.

Las secreciones de las glándulas salivares de la garrapata constituyen la fuente de transmisión para el perro. Estas secreciones y la inflamación causada por la picadura parecen favorecer la llegada de leucocitos a ese lugar, facilitándose la entrada de *E. canis*, en los mismos. La transmisión de *E. canis* en la garrapata es de tipo transtadial, es decir, de larva a ninfa y de ninfa a adulto, sin que se haya podido demostrar hasta el momento la existencia de transmisión transovárica (de una generación de garrapatas a la siguiente).

Aunque no es la forma natural de transmisión de la enfermedad, se debe considerar que el empleo de sangre de perros donantes positivos a ehrlichiosis para ser transfundidas puede provocar su transmisión a los perros receptores. Existe un estudio que indica que la transfusión con sangre de perros con infección crónica, que habían contraído la infección 5 años antes, provocó enfermedad a los perros receptores. Por ello, es recomendable confirmar que los perros empleados como donantes son negativos a ehrlichiosis (Sainz et al 2000).

2.5.1.1 Las garrapatas (Familia Ixódidos)

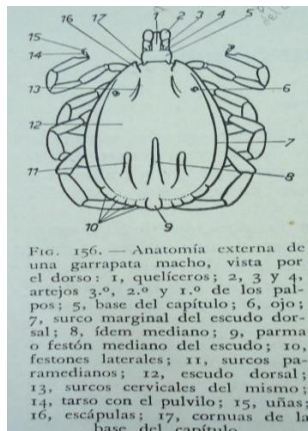


Figura 3 Morfología externa de una garrapata macho; vista dorsal
Fuente Insectos y ácaros de los animales domésticos(Gil, 1961)

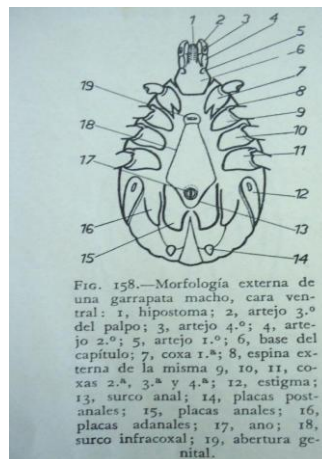


Figura 4 Anatomía externa de una garrapata macho; vista ventral
Fuente Insectos y ácaros de los animales domésticos (Gil, 1961)

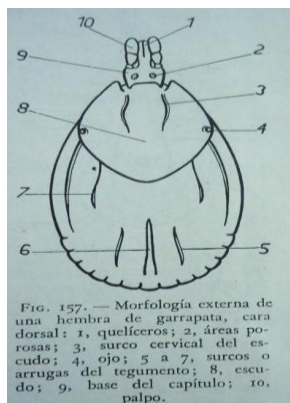


Figura 5 Anatomía externa de una garrapata hembra; vista dorsal
Fuente Insectos y ácaros de los animales domésticos (Gil, 1961)

a) Género *Ixodes*

Inconfundible por la carencia de ojos, rostro alargado, las placas ventrales en el macho muy desarrolladas y formando un pavimento y el surco anal que rodea el ano por delante teniendo forma de herradura, o de anillo cuando sus dos ramas confluyen hacia atrás. (Gil,1961)

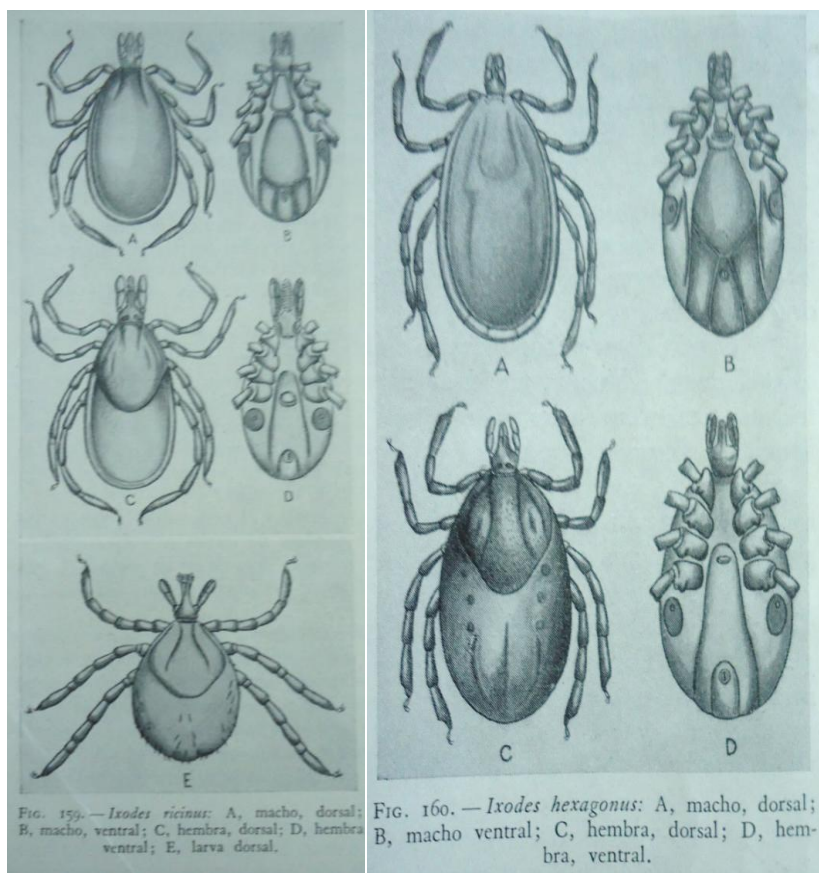


Figura 6 Garrapatas del Género *Ixodes*

Fuente Insectos y ácaros de los animales domésticos(Gil, 1961)

b) Género *Rhipicephalus*

Caracterizado por su rostro corto y triangular , con la base del capitulo exagonal , las coxas del primer par de patas están profundamente hendidas, formando una espina externa muy fuerte. Esta provisto de ojos , unas veces de la misma convexidad del escudo , que se revelan por su transparencia y

otras con un aspecto de cabeza de alfiler pero implantados directamente en el escudo, y carecen de órbitas. El macho esta provisto de placas anales y adanales.

- *Rhipicephalus Sanguineus*: se distingue por su punteado muy leve y por las depreciones submedianas posteriores del escudo del macho, ovales y cortas.

-*Rhipicephalus Bursa*:Se distingue del anterior por su punteado fuerte y denso y los surcos submedianos del escudo del macho irregulares y largos. También las placas anales son más anchas y las areas porosas de la hembra ovales y más grandes.(Gil,1961)

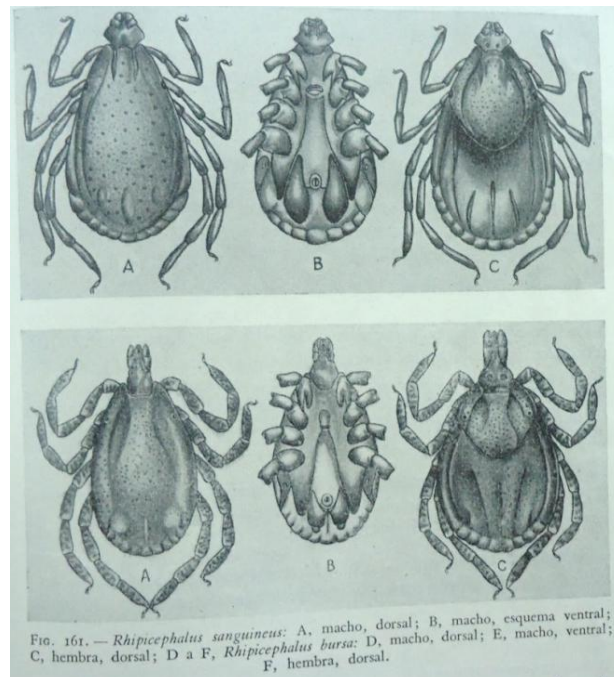


Figura 7 Garrapatas del Género *Rhipicephalus*

Fuente Insectos y ácaros de los animales domésticos(Gil, 1961)

c) Género *Boophilus*

Se distingue por las coxas del primer par de patas enteras y sin la espina destacada; los palpos presentan cierto aspecto arrugado, los estigmas del macho son redondeados envés de tener forma de coma, como en el género anterior.(Gil,1961)

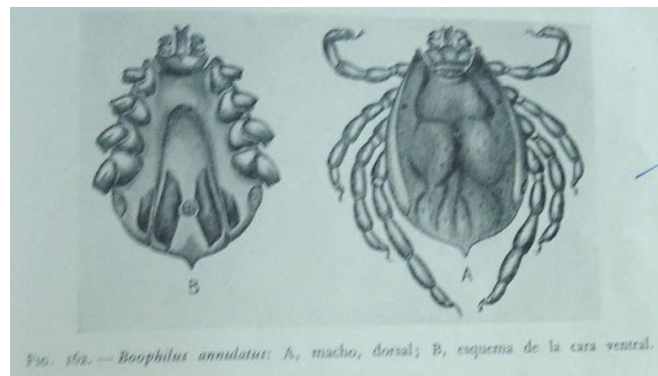


Figura 8 Garrapata del Género *Boophilus*

Fuente Insectos y ácaros de los animales domésticos(Gil, 1961)

d) Género *Hyalomma*

Bien definido por la presencia de ojos orbitados, rostro largo y el surco anal en forma de Y o simplemente de U, ya que a veces la rama mediana está muy poco señalada. Los machos llevan además de placas anales y adanales, otras subanales y a veces otras pequeñas supernumerarias en la parte posterior del cuerpo.(Gil,1961)

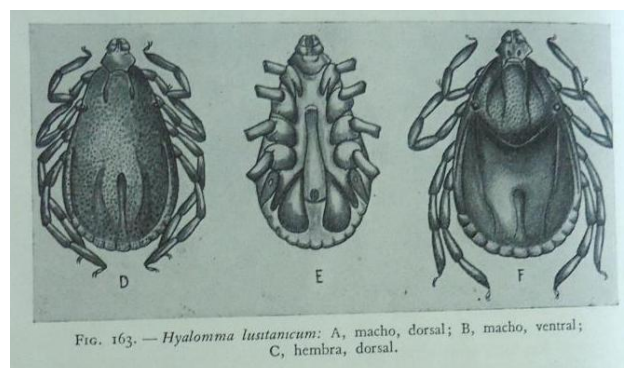


Figura 9 Garrapatas del Género *Hyalomma*

Fuente Insectos y ácaros de los animales domésticos(Gil, 1961)

e) Género *Amblyomma*

Con ornamentación de distintos tonos de color en el escudo y ojos bien desarrollados, el artejo segundo de los palpos es muy alargado y por lo común el rostro es también largo.(Gil,1961)



Figura 10 Garrapatas del Género *Amblyomma*
Fuente Insectos y ácaros de los animales domésticos(Gil, 1961)

f) Género *Haemaphysalis*

El rostro corto y mazudo, la base del capítulo rectangular, y el segundo artejo de los palpos más o menos anguloso, juntamente con la carencia de ojos y de placas ventrales en el macho, distinguen este género.(Gil,1961)

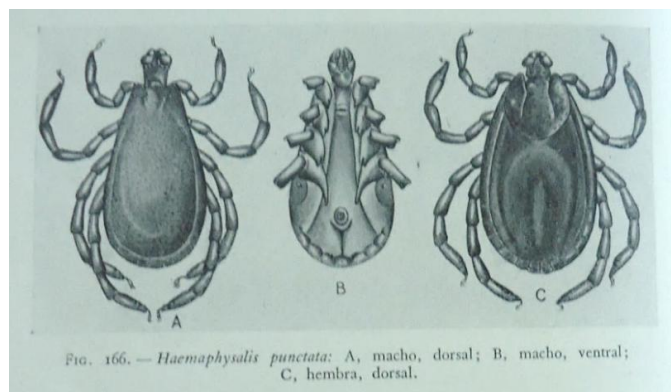


Figura 11 Garrapatas del Género *Haemaphysalis*
Fuente Insectos y ácaros de los animales domésticos(Gil, 1961)

g) Género *Dermacentor*

Los palpos cortos y mazudos, la presencia de ojos bien desarrollados, la base del capítulo rectangular y el escudo bicolor son propios de este género, Los machos están desprovistos de placas ventrales, pero en cambio tienen

las coxas del último par muy desarrolladas, en comparación con las otras.
(Gil,1961)

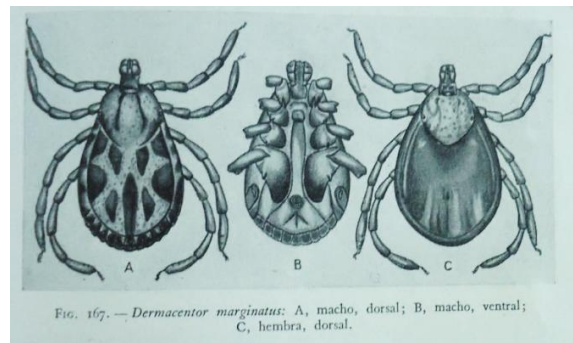


Figura 12 Garrapatas del Género Dermacentor

Fuente Insectos y ácaros de los animales domésticos(Gil, 1961)

2.5.2 Predisposición racial y etárea

E. canis afecta a múltiples especies de la familia Canidae, fundamentalmente al perro doméstico; zorros, coyotes y chacales son considerados reservorios naturales del agente. La enfermedad se presenta independientemente de la edad, el sexo y la raza. La raza Pastor Alemán es la más susceptible, desarrollando la fase crónica mucho más frecuentemente que otras razas. (León y Gómez, 2007)

2.5.3 Curso de la enfermedad



Figura 13 Canino con epistaxis

Fuente Ehrlichiosis canina (León, L., 2010)

<http://veterinariosvenezuela.blogspot.com/2010/05/ehrlichiosis-canina.html>

Laura Abellán Vivancos (s.f) en su artículo denominado Ehrlichiosis canina describe que el curso de esta enfermedad presenta tres fases que son:

a) Aguda

Tras un periodo de incubación de 8 a 20 días se inicia dicha fase y dura de 2 a 4 semanas. Se caracteriza por alteraciones hematológicas: trombocitopenia, leucopenia y anemia leve variable. Otras alteraciones que se pueden presentar son pérdida de peso, anorexia, letargia, hipertermia, (41° C), linfadenomegalia, exudado oculonasal seroso o purulento, hemorragias, disnea, ... Debido al corto periodo de incubación se puede encontrar en algunos de estos animales una infestación evidente de garrapatas, si no han sido eliminadas todavía. En la mayoría de los casos se resuelve esta fase de forma espontánea y se inicia la siguiente fase.

b) Fase subclínica

Puede durar de meses a años. En esta fase el animal recupera el peso perdido y resuelve la hipertermia llegando a tener temperatura corporal normal. En algunos animales puede ser eliminado el parásito, (si su estado inmune es competente). Aunque en la mayoría persiste, instaurándose así la fase crónica.

c) Fase crónica

Puede manifestarse como una enfermedad leve con alteraciones hematológicas y de peso irrelevantes, o por el contrario, se pueden generar cuadros con:

- Trombocitopenia, que den síntomas tales como palidez de mucosas, petequias, equimosis en mucosas, y/o hemorragias importantes (epixtasis).
- Nefropatía perdedora de proteínas, como una glomerulonefritis que se origina por depósito de inmunocomplejos sobre los capilares del glomérulo.

Esto da lugar a proteinuria que en algunos casos puede llevar a hipoalbuminemia lo que explicaría otro síntoma que se puede observar en Ehrlichiosis: edemas en la parte ventral del cuerpo (extremidades, escroto...).

- Disnea o tos por el edema intersticial a nivel del pulmón.
- Hepatomegalia, esplenomegalia o linfadenopatía.
- Signos oculares, como otra consecuencia de la glomerulonefritis, ya que son animales que tienden a hipertensión sistémica (como cambio de color en los ojos, ceguera y con bastante frecuencia uveítis, hipema, retinitis, desprendimiento de retina).
- Alteraciones neuromusculares principalmente causadas por meningitis inflamatoria o hemorrágica (hiperestesia, estados de estupor, o convulsivos)
- Cojeras, rigidez en la marcha por depósitos de inmunocomplejos en las articulaciones .Infestaciones por Ehrlichia resticiocepas granulocíticas provocan estos cuadros: cojera, tumefacción o dolor articular.

Los signos neurológicos pueden ocurrir tanto en la enfermedad aguda como crónica. Estos incluyen signos de meningoencefalitis, como por ejemplo: lomo arqueado, dolor severo de cuello y lomo, paraparesia o tetraparesia, ataxia, déficit de nervios craneales y convulsiones. Los signos neurológicos pueden ser debidos a hemorragias, infiltración celular extensa y compresión perivascular de las meninges (Waner y Harrus, 2000).

2.5.4 Diagnóstico

Greene (citado por Romero, Padilla, Alvarado,s.f) afirman que el diagnóstico de la enfermedad se basa en la anamnesis, presentación clínica, hallazgos patológicos al examen clínico y se confirma con las pruebas de laboratorio. Los cambios hematológicos que pueden encontrarse son: trombocitopenias, anemia, por lo general, no regenerativas, y leucopenias. También pueden observarse la hiperglobulinemia. Puede confirmarse la infección por la visualización de las mórulas en los monocitos en frotis

sanguíneos o aspirados de bazo teñidos con Giemsa, pero solo aparecen en el 4% de las pacientes enfermos por lo cual no debe ser el método de elección. Se puede ampliar la sensibilidad de esta técnica mediante la realización de frotis de capa flogística o frotis de sangre obtenida de capitales del margen de pabellón auricular. Actualmente, la prueba de inmunofluorescencia indirecta de anticuerpos (IFA) usando antígenos de *E. canis* es el test serológico de diagnóstico más aceptable. Pueden detectar enfermos a partir de los 7 días después de la infección inicial, a pesar de que es posible que algunos perros no se tornen seropositivos hasta los 28 días después de la infección inicial, con lo cual luego de un diagnóstico negativo deben repetirse el examen a la 2 o 3 semanas. Después del tratamiento los anticuerpos declinan gradualmente y se tornan negativos entre los 6 y los 9 meses, aunque algunos perros mantienen los niveles de anticuerpos altos de por vida, sin saber si el microorganismo persiste en el organismo por lo que se supone que el paciente se ha recuperado de la infección cuando resuelve la trombocitopenia, la hiperglobulinemia y otras anormalidades clínicas y de laboratorio de forma progresiva. Otros métodos, usados principalmente en investigación, son cultivos sanguíneos para evaluar el crecimiento del parásito, que puede tardar hasta 8 semanas en mostrar crecimiento, PCR puede utilizarse para la detección de *E. canis* dentro de los 4 a 10 días posinoculación. El diagnóstico de la enfermedad subclínica es un desafío para el clínico.

La prueba de ELISA es un análisis confiable para obtener un diagnóstico rápido de la enfermedad y está remplazando a la prueba de inmunofluorescencia indirecta de anticuerpos (IFA), ya que no requiere de equipo especializado, de tal manera que se puede practicar en centros clínicos con la dotación del kit. El snap combo kit para la detección de anticuerpos contra *Ehrlichia canis* es un análisis de inmunoabsorción ligada a enzimas (ELISA) del laboratorio IDEXX, que identifica una región inmunodominante P30 para lo cual utiliza anticuerpos monoclonales 111H7. Esta prueba posee una sensibilidad de 98.8% y una especificidad de 100%. (Parrado et al 2003)

2.5.4.1 Snap*4Dx*

Kit de Diagnóstico para la detección del antígeno de la *Dirofilaria immitis*, anticuerpo del *Anaplasma phagocytophila*, anticuerpo del *Borrelia burgdorferi* y anticuerpo del *Ehrlichia canis* en suero, plasma o sangre total canina.



Figura 14 SNAP*4 Dx*

Fuente <http://www.vet-solutions.com>

Precauciones y advertencias

- Todo desecho debe ser descontaminado apropiadamente antes de su eliminación.
- No mezclar componentes de kits con diferentes números de lote.
- No usar un dispositivo SNAP que haya sido activado antes de haber añadido de una muestra.
- Almacenamiento
- 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.

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

1. Si los componentes están almacenados refrigerados, esperar a que se equilibren a temperatura ambiente (18–25°C) durante 30 minutos. No calentarlos.
2. Con la pipeta del kit, verter 3 gotas de muestra en un tubo de ensayo nuevo.
3. Agregar 4 gotas de conjugado al tubo de ensayo sosteniendo la botella en posición vertical.
4. Tapar el tubo de ensayo y mezclarlo a fondo invirtiéndolo entre 3 y 5 veces.
5. Colocar el dispositivo sobre una superficie horizontal. Agregar todo el contenido del tubo de ensayo en el pocillo de muestras, teniendo cuidado de no verter el contenido fuera de dicho pocillo.
La muestra fluirá por la ventana de resultados, alcanzando el círculo de activación en aproximadamente 30–60 segundos. Es posible que quede algún resto de la muestra en el pocillo.
6. En cuanto aparezca color en el círculo de activación, presionar el activador con firmeza hasta que quede al ras con el cuerpo del dispositivo.
7. Leer los resultados del análisis cuando hayan pasado 8 minutos.

Nota: Puede ocurrir que el punto del control positivo desarrolle antes el color; sin embargo, la prueba no se habrá completado hasta que no pasen los 8 minutos.

Interpretación de los resultados de los análisis

- 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.

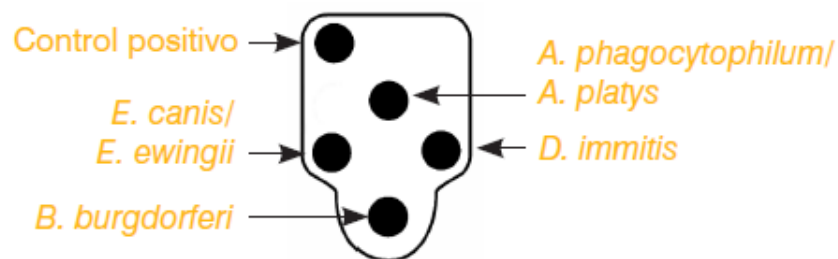


Figura 15 Interpretación de los resultados de los análisis del SNAP*4Dx*

Fuente IDEXX Laboratories, 2013

Nota:

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

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

- Resultado negativo

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. (IDEXX Laboratories, 2013)

2.5.5 Diagnóstico diferencial

Se basa en manifestaciones tales como fiebre, anorexia, descarga nasolagrimal, epístasis y presencia del vector infestando al enfermo. Se asocia con enfermedades sistémicas como hemorragia gastrointestinal, hepatopatía, pancreatitis aguda, hipertensión sistémica, septicemia y CID, neoplasia, hipoadrenocorticismos y fiebre maculosa de las montañas rocosas. Enfermedades que cursan con trombocitopenia o con sintomatología hemorrágica en la práctica clínica, ej., intoxicación por estrógenos o con warfarina, otras como la babesiosis, el distemper, la hepatitis infecciosa viral canina, la leptospirosis y la hepatozoonosis y enfermedades inmunológicas como las coagulopatías inmunomediadas y el lupus eritematoso sistémico o neoplásicas tales como el mieloma y la leucemia linfocítica crónica. (León y Gómez, 2007)

2.5.6 Tratamiento

Si está indicado se debe emplear tratamiento de apoyo. Se han empleado varios protocolos con distintas tetraciclinas, doxiciclina, cloranfenicol e imidocarb. El grupo de estudio de las enfermedades infecciosas de la ACVIM recomienda la doxiciclina a 10mg/ kg vía oral cada 24h durante al menos 28 días (Couto y Nelson, 2010)

Eddlestone y cols., (citados por Couto & Nelson, 2010) piensan que los resultados de estudios que emplean Dipropionato de Imidocarb(de 5 a 7 mg i.m o s.c repetidos en 14 días) en el tratamiento de la Ehrlichiosis canina han tenido resultados variables. En un estudio realizado recientemente la trombocitopenia persistente y la infección no se eliminaron en los perros inoculados de modo experimental.

En casos graves de anemia, además del tratamiento antimicrobiano se aconseja transfusión sanguínea, (plasma rico en plaquetas), y si hay deshidratación aplicación de fluídoterapia. Cuando hay trombocitopenia grave que hace peligrar la vida del animal, se pueden utilizar los corticoides (prednisona) a corto plazo (2 a 7 días) recordar disminuir la dosis por efecto adrenal. También son útiles cuando hay poliartritis y meningitis.

Es preciso tener en cuenta y así hay que hacérselo saber al propietario que han de practicarse controles hematológicos, así como pruebas de detección del parásito, (IFA o PCR), después de finalizar el tratamiento, ya que éste no es fácil eliminar en la mayoría de los casos y ha de volverse a instaurar de nuevo el tratamiento e incluso es posible que el parásito persista de por vida en el animal.

No olvidar de controlar las alteraciones hepáticas con la clásica terapéutica y otras manifestaciones como también la formación de radicales libres con Vitamina E 800 UI/Animal/Día, se recomienda la utilización de Vitamina C en dosis de 500mg/Animal al día (Archila, 2007).

2.5.7 Profilaxis

Harrus et al. (citado por Romero et al, s.f) afirma que el control de las garrapatas es la medida de prevención más eficaz contra la infección de E. canis. En las perreras deben realizarse test serológicos y control de garrapatas antes de ingresar a los perros a la misma. Los perros de regiones endémicas y aquellos que viajan hacia o desde áreas endémicas deben ser considerados como candidatos potenciales a enfermarse. La enfermedad no

deja protección por lo que un paciente curado de ehrlichiosis puede volver a infectarse, sobre todo cuando viven a ambientes endémicos.

2.6 Trabajos Relacionados

(Parrado et al. 2003) muestrearon 30 caninos sin distinción de sexo, edad y raza. Dos animales clínicamente sanos, se tomaron como controles negativos. La prueba de inmunoabsorción ligada a enzimas (ELISA) fue positiva para 26 animales, correspondiente al 92.9% y negativa para 2 animales que corresponde al 7.1%. De los 26 animales positivos a la prueba serológica para Ehrlichiosis canina 9(34.6%), fueron confirmados por la observación de mórulas dentro del citoplasma de leucocitos mononucleares.

(Hoyos et al. 2007) determinó el grado de concordancia entre el examen hematológico y la prueba de ELISA directa en el diagnóstico de Ehrlichiosis canina. Se encontró un $84.7 \pm 11.0\%$ de grado de concordancia. Así mismo, se determinó que la trombocitopenia, leucopenia, anemia y el antecedente de contacto con garrapatas tuvieron una relación significativa con la presencia de la enfermedad ($p < 0.05$). Se concluye que el examen hematológico es muy importante en el diagnóstico de la Ehrlichiosis canina y que el ELISA directo es una excelente prueba confirmatoria.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 MATERIALES

3.1.1 Materiales de Campo.

- ✓ 80 Caninos
- ✓ Hojas de registro
- ✓ Cámara fotográfica
- ✓ Mandil
- ✓ Guantes de manejo
- ✓ Torniquete para uso en pequeños animales
- ✓ Tijeras
- ✓ Alcohol
- ✓ Algodón
- ✓ Agujas calibre 22 G, 24 G
- ✓ Jeringas de 5 ml
- ✓ Tubos con EDTA, tapón lila, de capacidades de 10 ml
- ✓ Adhesivos para la identificación de muestras.
- ✓ Caja para transporte de muestras
- ✓ Esferográficos.

3.1.2 Materiales de Laboratorio.

- ✓ Hojas de registros
- ✓ Gradilla para tubos de ensayo
- ✓ Tubos con EDTA de 10 ml
- ✓ Conjugado anti-D.immitis/Anaplasmaspp./B. burgdorferi/E. canis/E. ewingii:HRPO (Conservado con gentamicina y Kathon)
- ✓ Dispositivos SNAP

- ✓ Pipetas de transferencia de muestra
- ✓ Rejillas de reactivos
- ✓ Placas portaobjetos
- ✓ Guantes de manejo (látex)
- ✓ Colorante Giemsa
- ✓ Metanol
- ✓ Portaobjetos
- ✓ Agua destilada
- ✓ Mandil
- ✓ Microscopio
- ✓ Cajas Petri
- ✓ Glicerina
- ✓ Estereoscopio

3.1.3 Materiales de Oficina.

- ✓ Cuaderno
- ✓ Esferos, Lápices
- ✓ Flash memory
- ✓ Computadora
- ✓ Hojas
- ✓ Lápices
- ✓ Impresora

3.2 MÉTODOS

3.2.1 Delimitación del área de estudio

“La presente investigación se desarrolló en el Cantón Catamayo que pertenece a la provincia de Loja ubicado al sur del país. Se localiza al oeste de la ciudad de Loja, siendo sus límites: al norte por la provincia de El Oro y el cantón Loja, al sur con los cantones Gonzanamá y Loja. Al este por el

cantón Loja, al oeste por el cantón Chaguarpamba y el cantón Olmedo. Su clima es subtropical semiárido.

Coordenadas Geográficas:

Al norte 79° 34'; al sur 70° 19', al Oriente 4° 17' y al Occidente 4° 32'

Características Climáticas

- Altitud: 1.238 m.s.n.m.
- Extensión: 448,52 Km²
- Temperatura: 25 ° C.
- Precipitación media anual: 401,9 mm/año
- Humedad relativa: 53%” (Ilustre municipalidad del cantón catamayo,2013)

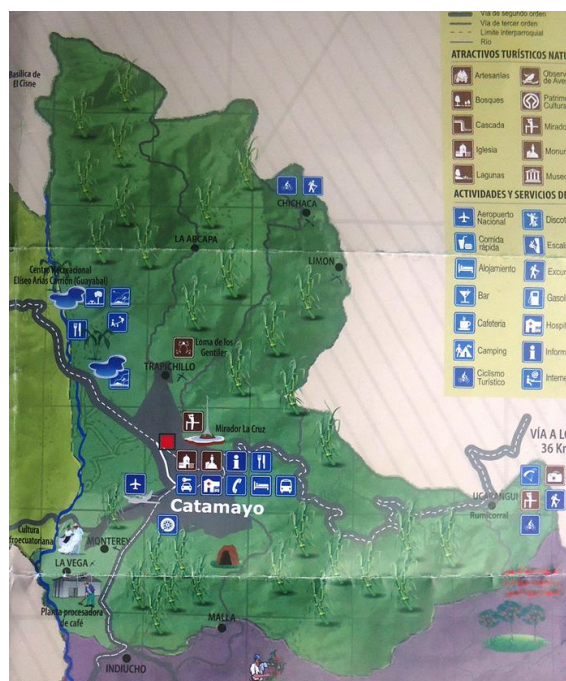


Figura 16 Mapa del cantón Catamayo con sus barrios rurales
Fuente Departamento de turismo del cantón Catamayo (2014)

3.2.2 Tamaño y Selección de la muestra

Para realizar el presente estudio se tomó muestras de sangre de caninos existentes en los barrios rurales La Vega, Monterrey, Trapichillo, Chichaca y Limón del cantón Catamayo se tomó un total de 16 muestras en cada uno de los barrios las cuales fueron procesadas semanalmente en el laboratorio de Diagnóstico Veterinario de la Universidad Nacional de Loja.

3.2.3 Recopilación de la información

3.2.3.1 Encuesta a los propietarios de los caninos sometidos a estudio

Previo a la obtención de las muestras sanguíneas se realizó una encuesta (Anexo1) a los propietarios de los caninos la cual nos ayudó a elegir a los animales aptos a participar en el estudio y nos dió un indicativo de los posibles factores asociados al apareamiento de la enfermedad.

3.2.3.2 Técnicas de Recolección de la Muestra Sanguínea

Se tomó sangre venosa en una cantidad de 3 a 5 ml teniendo en cuenta perros que presenten o no signos clínicos de la enfermedad, que tengan o no garrapatas en el momento de la recolección y que no hayan sido tratados con antibióticos en los últimos meses ya que podría alterar los resultados del Snap*4Dx* ; las muestras posteriormente fueron transportadas con los equipos necesarios hacia el laboratorio de Diagnóstico Veterinario de la Universidad Nacional de Loja para proceder a realizar las técnicas de laboratorio correspondientes.

Para la recolección de sangre de los caninos se procedió de la siguiente forma:

Previo la depilación y desinfección de la zona y con jeringas de 5 ml se colectó una muestra sanguínea de la vena cefálica, teniendo como alternativas las venas femoral y safena; esta muestra fué colocada en tubos vacutainer de 10ml con EDTA, se identificaron los tubos con un número

determinando así el número de muestra que le corresponde a cada animal; se transportó en una hielera de poliuretano con refrigerantes comerciales, hasta su procesamiento en el laboratorio de Diagnóstico Veterinario de la Universidad Nacional de Loja.

3.2.3.3 Técnica de Recolección de los Vectores Transmisores de la Enfermedad

Se tomó manualmente garrapatas de los perros que las tenían; se recogió un total de 20 garrapatas de cada uno de los barrios en estudio y se las colocó en tarrinas de plástico con perforaciones y en su base se colocó algodón mojado con el fin de mantener la humedad y por ende la viabilidad de las mismas, posteriormente fueron analizadas en el laboratorio con el estereoscopio y se las clasificó según su género.

3.2.4 Técnicas de Laboratorio

a. Biometría Hemática

Una vez que la muestra llegó al laboratorio fue procesada en el Analizador de Hematología IDEXX VetAutoread™ de la siguiente manera:

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.

IMPORTANTE: Mezcle la muestra con EDTA mediante 10 inversiones suaves antes de quitar la tapa y aspirar el contenido hacia la pipeta.

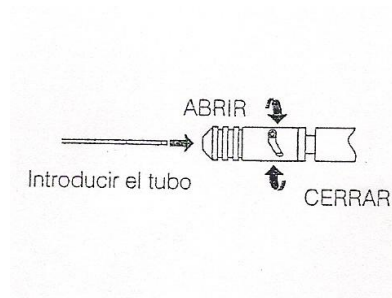


Figura 17 Paso 1 para la realización de Biometría hemática en el Analizador de Hematología IDEXX VetAutoread™

Fuente IDEXX Laboratories, 2013

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.

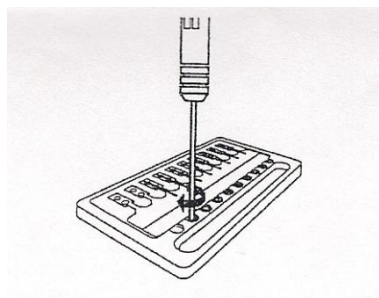


Figura 18 Paso 3 para realización de Biometría hemática en el Analizador de Hematología IDEXX VetAutoread™

Fuente IDEXX Laboratories, 2013

Paso 4

Mantenga la pipeta horizontal y ábrala deslizando 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.

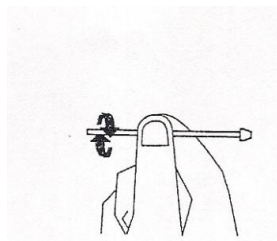


Figura 19 Paso 5 para realización de Biometría hemática en el Analizador de Hematología IDEXX VetAutoread™

Fuente IDEXX Laboratories, 2013

Paso 6

IMPORTANTE: ¡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.

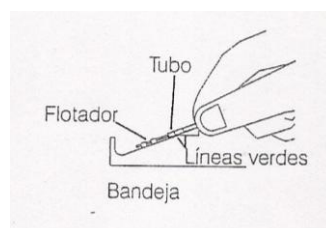


Figura 20 Paso 6 para realización de Biometría hemática en el Analizador de Hematología IDEXX VetAutoread™

Fuente IDEXX Laboratories, 2013

Paso 7

IMPORTANTE: 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.

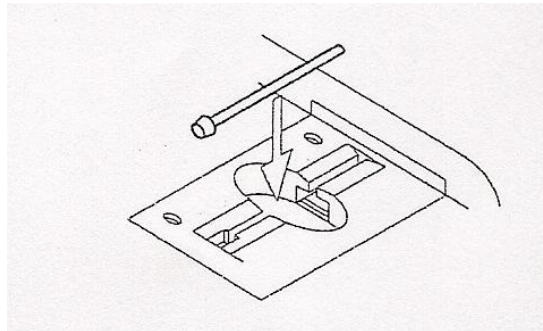


Figura 21 Paso 7 para realización de Biometría hemática en el Analizador de Hematología IDEXX VetAutoread™
Fuente IDEXX Laboratories, 2013

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.

Antes de comenzar un análisis

Use la vara calibradora y compare con las especificaciones de fábrica para asegurarse de que su sistema funciona correctamente.

Siga todos los pasos referidos a continuación. Antes de cualquier análisis:

- Compruebe que no ha sobrepasado la fecha de caducidad marcada en los tubos ni la fecha de apertura del vial.

- Mantenga la temperatura del laboratorio a 20 °- 32 °C (68 °- 90°F).
- Asegúrese de que la muestra de sangre venosa está bien mezclada y a temperatura ambiente.

Procedimiento de análisis

Antes de colocar un tubo preparado en el analizador QBC®VetAutoread™, 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.

NOTA: El análisis se parará si abre la puerta. Para repetir un análisis interrumpido, cierre la puerta y espere que el tubo vuelva a la plataforma de carga. Retírelo, vuelva a colocarlo, y cierre la puerta.

Una vez que ha seleccionado la especie y ha introducido el tubo, los mensajes que aparecerán durante un análisis normal serán

Análisis en curso
Escaneando el flotador Escaneo #1
Indexing Tube Escaneo #1
(Repita los escaneos anteriores, mostrados como scan #2.....#8)
Analisis Escaneo Escaneo#1
(Repita los escaneos anteriores, mostrados como scan #2.....#8)

Figura 22 Mensajes que aparecerán durante un análisis normal en el Analizador de Hematología IDEXX VetAutoread™

Fuente IDEXX Laboratories, 2013

Para leer los resultados

Compruebe que la impresora está **CONECTADA**. Su sistema imprimirá automáticamente los resultados cuando los análisis/las comprobaciones se hayan completado y se muestre la pantalla de resultados. Si la impresora no estaba **CONECTADA**, enciéndala y presione **NEXT** en el analizador para obtener una copia impresa.

Conexión VetTest: No presione **NEXT** en el analizador QBC®VetAutoread™, Use el menú del VetTest para imprimir los resultados.

Parpadeos y rayas

Parpadeos y alarmas (indicados con el símbolo #)

Cuando un resultado PARPADEA en la pantalla, al imprimir aparecerá un # antes del valor numérico. Los valores que parpadean y el símbolo # indican que un resultado, bien está fuera del rango validado para ese parámetro, o bien se sugiere un estudio más a fondo del gráfico y de las notas técnicas.

Rango de los valores a analizar:

	Bajo	Alto
HCT	<3.0	> 90.0
HGB	<1.0	> 30.0
MCHC	< 28	> 39.0
WBC	< 0.5	> 99.9
Grans	< 0.2	> 99.9
NEUT	< 1.0	> 99.5
EOS	< 0.5	> 30.0

Linfocitos/Monocitos	< 0.2	> 99.9
PLT	< 0	> 999 (pantalla) 1,500 (impresión)
FIB	< 80	> 3,000

NOTA: Los rangos arriba, indicados se refieren a cualquiera de los parámetros de forma aislada. Puede ocurrir que una combinación de WBC (recuento de células blancas) sea tan elevado que exceda los rangos de medida, ej: la longitud del flotador. En tales casos, el animal presenta unos recuentos elevados, y se recomienda un estudio en mayor profundidad a través de las notas técnicas, del gráfico y de una extensión sanguínea.

Rayas

Rayas en la pantalla o en la copia impresa significan que un resultado se encuentra fuera del rango de visualización del instrumento o que una capa celular es demasiado pequeña o que existen plaquetas agregadas, faltan capas o se da cualquier otra condición excepcional. En estos casos o bien aparecen guiones o no aparece ningún valor. Para más detalles lea las notas técnicas sobre la impresión.

Lectura de resultados

Obtendrá el máximo rendimiento de su equipo si entiende cómo analiza las muestras, y si estudia cuidadosamente la copia impresa, especialmente el gráfico del perfil de la capa leucocitaria. El estudio de este gráfico es especialmente útil ya que ayudará a identificar distintas circunstancias, incluyendo agregación plaquetaria, ausencia de capas, o límites indefinidos, lo cual facilitará la valoración global del análisis: La muestra normal , Reticulocitos, Eritrocitos nucleados, Eosinófilos, Plaquetas agregadas, Muestras coaguladas, Fibrinógeno.

b. Técnica de tinción de Giemsa para visualización de mórulas de Ehrlichia Canis

Para realizar los frotis sanguíneos se procedió de la siguiente manera:

- “Se coloca una gota de muestra fluida sobre un portaobjetos, cerca de un extremo. Se desliza otro portaobjetos, sobre el primero, hacia atrás, hasta que entra en contacto con la parte anterior de la gota.
- Cuando se entra en contacto con la gota, esta se extiende rápidamente a lo largo de la unión entre los dos portaobjetos. En este momento, el portaobjetos extensor se mueve suave y rápidamente hacia adelante a lo largo del otro portaobjetos, dando lugar a una extensión con un extremo final en forma de pluma” (Cowell,Tyler,Meinkoth& DeNicola,2009)

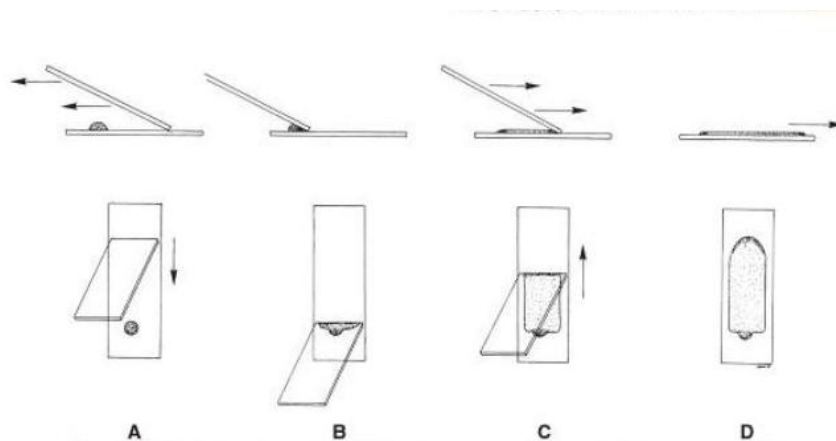


Figura 23 Pasos para realizar un frotis sanguíneo
Fuente: Cowell,Tyler,Meinkoth& DeNicola,2009

La tinción de los frotis se la realizará siguiendo los pasos descritos a continuación:

- Fijar el frotis cubriéndolo con alcohol metílico absoluto. Dejar que reaccione durante tres minutos.

- Una vez que el alcohol se ha evaporado, agregar suficiente colorante diluido de Giemsa, para cubrir totalmente la preparación. O bien sumergir la laminilla en un recipiente que contenga el colorante
- Dejar reaccionar el colorante por espacio de 25 a 45 minutos.
- Lavar con agua y colocar sobre uno de sus extremos para que seque.
- Examinar mediante el objetivo de inmersión en aceite.

c. Análisis mediante el SNAP*4Dx*

Precauciones y advertencias

- Todo desecho debe ser descontaminado apropiadamente antes de su eliminación.
- No mezclar componentes de kits con diferentes números de lote.
- No usar un dispositivo SNAP que haya sido activado antes de haber añadido de una muestra.

Almacenamiento

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

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)	7,0 ml
2	Dispositivo SNAP	5,15 ó 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		

Cuadro 1 Componentes del Kit SNAP*4 Dx*
Fuente IDEXX Laboratories, 2013

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

1. Si los componentes están almacenados refrigerados, esperar a que se equilibren a temperatura ambiente (18–25°C) durante 30 minutos. No calentarlos.
2. Con la pipeta del kit, verter 3 gotas de muestra en un tubo de ensayo nuevo.
3. Agregar 4 gotas de conjugado al tubo de ensayo sosteniendo la botella en posición vertical.
4. Tapar el tubo de ensayo y mezclarlo a fondo invirtiéndolo entre 3 y 5 veces.

5. Colocar el dispositivo sobre una superficie horizontal. Agregar todo el contenido del tubo de ensayo en el pocillo de muestras, teniendo cuidado de no verter el contenido fuera de dicho pocillo.

La muestra fluirá por la ventana de resultados, alcanzando el círculo de activación en aproximadamente 30–60 segundos. Es posible que quede algún resto de la muestra en el pocillo.

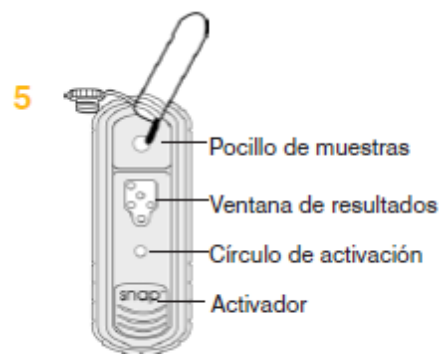


Figura 24 Partes del Dispositivo Snap *4Dx*

Fuente IDEXX Laboratories, 2013

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

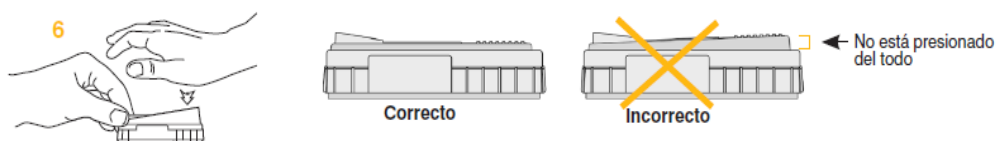


Figura 25 Formas de presionar el activador del Snap *4Dx*

Fuente IDEXX Laboratories, 2013

7. Leer los resultados del análisis cuando hayan pasado 8 minutos.

Nota: Puede ocurrir que el punto del control positivo desarrolle antes el color; sin embargo, la prueba no se habrá completado hasta que no pasen los 8 minutos.

Interpretación de los resultados de los análisis

- 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.

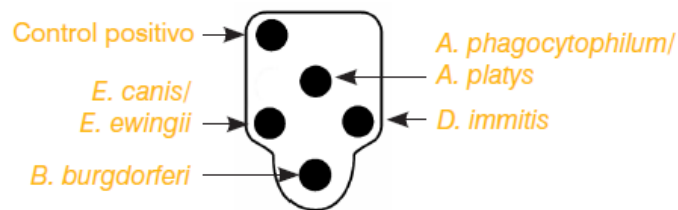


Figura 26 Puntos de la muestra que indican la presencia de antígeno en el Snap *4Dx*
Fuente IDEXX Laboratories, 2013

Nota:

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

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

- Resultado negativo

Solamente se produce color en el punto del control positivo.



Figura 27 Punto de la muestra que indica resultado negativo en el Snap *4Dx*
Fuente IDEXX Laboratories, 2013

- 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.

d. Clasificación de los vectores transmisores de la enfermedad

- Con ayuda de una pinza de disección anatómica se coloca la garrapata a analizar en una caja Petri.

- Colocar unas gotas de glicerina sobre ella

- Observar con el estereoscopio ajustando sus lentes

- Clasificarla de acuerdo al patrón de garrapatas que consta en la literatura del presente trabajo y el patrón de características individuales de los géneros de garrapatas de Solari et al, 2006(Anexo 4).

3.2.5 Variables en estudio

- Prevalencia total de Ehrlichiosis

- Prevalencia de Ehrlichiosis por barrios, sexo y edad

- Biometría hemática

- Clasificación de los vectores por género

- Verificación de la eficacia del SNAP*4 Dx*

3.2.6 Procesamiento de la información

Para poder procesar la información nos apoyamos en los registros de campo como en los de laboratorio y se tabuló la información tomando en cuenta cada una de las variables en estudio. Se procedió a calcular los promedios y porcentajes organizándolos en una forma clara y precisa utilizando

cuadros y gráficas de resultados que nos permitieron analizar el trabajo realizado.

La prevalencia de Ehrlichiosis canina por sectores sexo y edad se la determinó a través de las siguientes fórmulas:

Prevalencia por sectores

$$P. x sectores = \frac{\# \text{ de positivos por sector}}{\# \text{ total de examinados por sector}} \times 100$$

Prevalencia por sexo

$$P. x machos = \frac{\# \text{ de positivos machos}}{\# \text{ total de machos examinados}} \times 100$$

$$P. x hembras = \frac{\# \text{ de positivos hembras}}{\# \text{ total de hembras examinadas}} \times 100$$

Prevalencia por edad

$$P. x edad = \frac{\# \text{ de positivos menores a 1 año}}{\# \text{ total de animales menores a 1 año}} \times 100$$

$$P. x edad = \frac{\# \text{ de positivos mayores a 1 año}}{\# \text{ total de animales mayores a 1 año}} \times 100$$

Para determinar el porcentaje del género al que corresponden los vectores transmisores de la enfermedad se aplicó la siguiente fórmula:

$$P. \text{ de los vectores por género} = \frac{\text{total de garrapatas x género}}{\text{total de garrapatas recolectadas}} \times 100$$

4. RESULTADOS

4.1 Porcentaje de Ehrlichiosis total en perros

Para determinar el porcentaje total de Ehrlichiosis se analizó muestras de 80 caninos procedentes de 5 barrios rurales del cantón Catamayo las cuales fueron procesadas semanalmente en el laboratorio de Diagnóstico Veterinario de la Universidad Nacional de Loja.

Cuadro 2 Porcentaje total de Ehrlichiosis

PORCENTAJE TOTAL DE EHRLICHIOSIS		
CASOS	N° DE MUESTRAS	PORCENTAJE %
POSITIVOS	45	56,25
NEGATIVOS	35	43,75
TOTAL	80	100

Como se aprecia en el cuadro dos del total de 80 muestras analizadas, los positivos son 45 caninos que representan un 56,15 %; mientras que 35 son negativos y corresponden al 43,75 % (Figura 28)

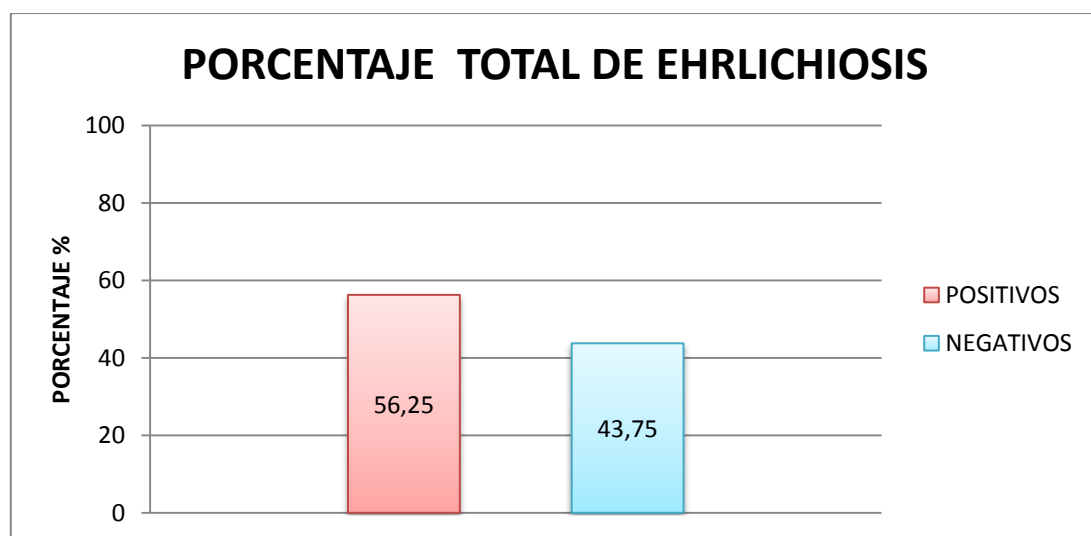


Figura 28 Porcentaje total de Ehrlichiosis

4.2 Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios, sexo y edad de los animales.

4.2.1 Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios

Para determinar la prevalencia de Ehrlichiosis de acuerdo al barrio del que proceden los caninos se analizó un total de 16 muestras de cada uno de los barrios rurales La Vega, Monterrey, Trapichillo, Chichaca y Limón del cantón Catamayo las cuales fueron procesadas semanalmente en el laboratorio de Diagnóstico Veterinario de la Universidad Nacional de Loja.

Cuadro 3 Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios

PREVALENCIA DE EHRLICHIOSIS CANINA POR BARRIOS					
SECTOR	TOTAL DE ANALIZADOS POR SECTOR	N° CASOS POSITIVOS	PORCENTAJE % POSITIVOS	N° CASOS NEGATIVOS	PORCENTAJE % NEGATIVOS
La Vega	16	13	81,25	3	18,75
Monterrey	16	13	81,25	3	18,75
Trapichillo	16	7	43,75	9	56,25
El Limón	16	6	37,50	10	62,5
Chichaca	16	6	37,50	10	62,5

Como se muestra en el cuadro tres y la figura 29 de las 16 muestras analizadas en cada uno de los barrios en el barrio La Vega 13 caninos (81,25 %) resultaron positivos y 3 (18,75%) negativos a la enfermedad; en el barrio Monterrey 13 (81,25%) son positivos y 3 (18,75%) negativos; seguidos del barrio Trapichillo el cual tiene 7 caninos positivos (43,75%) y 9 negativos (56,25%) ; en el barrio El Limón son 6 los casos positivos (37,50%) y 10 los negativos (62,5%) al igual que Chichaca con 6 casos positivos (37,50%) y 10 negativos (62,5%).

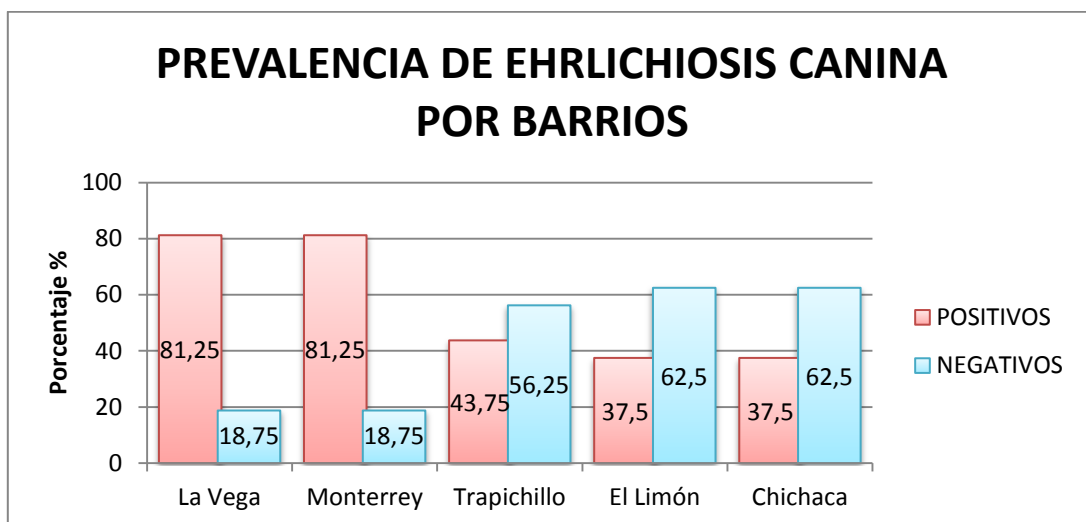


Figura 29 Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios

4.2.2 Prevalencia de Ehrlichiosis canina de acuerdo al sexo

Para determinarla se clasificó a los caninos machos y hembras basándonos en la información que consta en la hoja de registro para así poder determinar la predilección en cada sexo.

Cuadro 4 Prevalencia de Ehrlichiosis de acuerdo al sexo

PREVALENCIA DE EHRlichIOSIS DE ACUERDO AL SEXO					
SEXO	N° DE MACHOS EXAMINADOS	N° DE CASOS POSITIVOS	PORCENTAJE % POSITIVOS	N° DE CASOS NEGATIVOS	PORCENTAJE % NEGATIVOS
MACHOS	44	23	52,27	21	47,73
HEMBRAS	36	22	61,11	14	38,89

Como se observa en el cuadro cuatro y la figura 30 de un total de 44 muestras de machos analizadas, 23(52,27%) resultaron positivas y 21(47,73%) negativas.

En cuanto a las hembras, 36 muestras fueron analizadas, resultando 22 (61,11%) positivas y 14(38,89%) negativas.

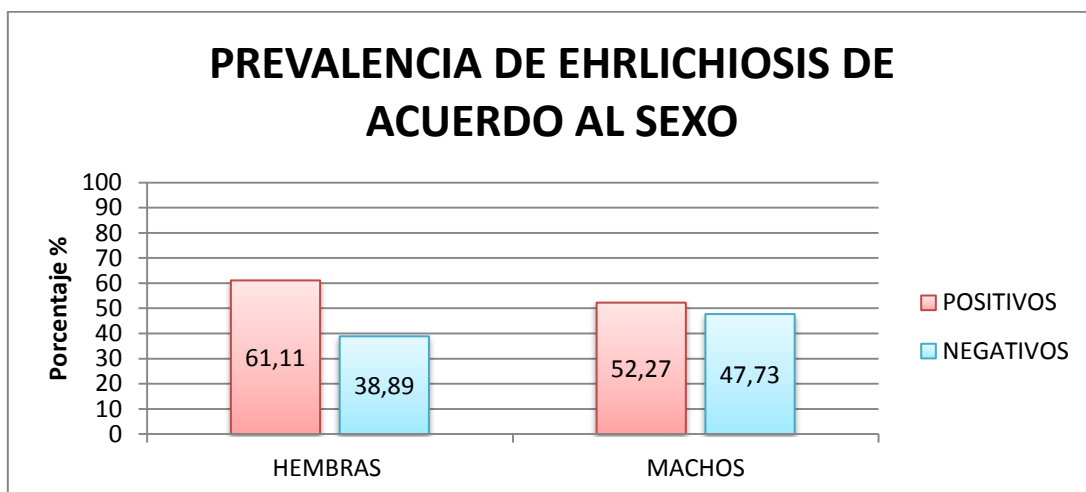


Figura 30 Prevalencia de Ehrlichiosis de acuerdo al sexo

4.2.3 Prevalencia de Ehrlichiosis canina de acuerdo a la edad

Para determinar la prevalencia de acuerdo a la edad las muestras positivas se agruparon en los siguientes rangos: mayores a un año (12 meses en adelante) y menores a un año (hasta 11 meses).

Cuadro 5 Prevalencia de Ehrlichiosis de acuerdo a la edad

PREVALENCIA DE EHRlichIOSIS DE ACUERDO A LA EDAD					
EDAD	N° DE ANIMALES ANALIZADOS	N° DE CASOS POSITIVOS	PORCENTAJE % POSITIVOS	N° DE CASOS NEGATIVOS	PORCENTAJE % NEGATIVOS
MAYORES A UN AÑO	50	36	72	14	28
MENORES A UN AÑO	30	9	30	21	70

En total fueron 50 las muestras de caninos mayores a un año analizadas, de los cuales 36 (72%) resultaron positivas y 14 (28%) negativas.

En caninos menores a 1 año el total de muestras analizadas fue de 30; siendo 9(30%) positivas y 21 (70%) negativas. (Cuadro 5; Figura 31)

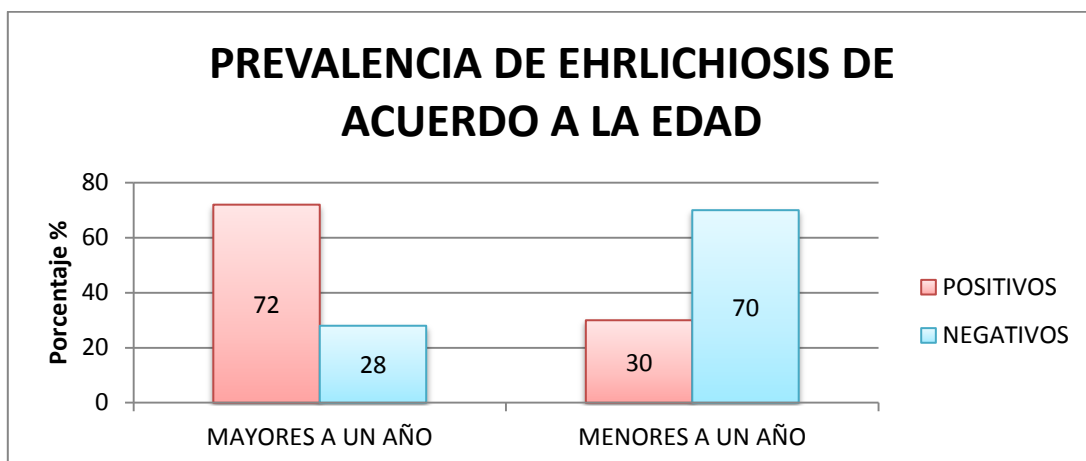


Figura 31 Prevalencia de Ehrlichiosis de acuerdo a la edad

4.3 Relacionar los resultados del kit con la biometría hemática de los casos positivos

Para determinar esta variable se realizó la biometría hemática de cada una de las muestras de sangre canina que resultaron positivas al **SNAP*4 Dx*** y posteriormente se realizó la interpretación de cada uno de las biometrías determinando los hallazgos hematológicos de mayor interés.

Cuadro 6 Relación de los resultados del kit con la biometría hemática de los casos positivos

RELACIÓN DE LOS RESULTADOS DEL KIT CON LA BIOMETRÍA HEMÁTICA DE LOS CASOS POSITIVOS		
TOTAL DE CASOS POSITIVOS	45	
PRINCIPALES HALLAZGOS	N° DE ANIMALES	PORCENTAJE %
ANEMIA	17	37,78
POLICITEMIA	2	4,44
LEUCOPENIA	8	17,78
LEUCOCITOSIS	10	22,22
EOSINOPENIA	0	0
EOSINOFILIA	5	11,11
TROMBOCITOPENIA	41	91,11
TROMBOCITOSIS	0	0

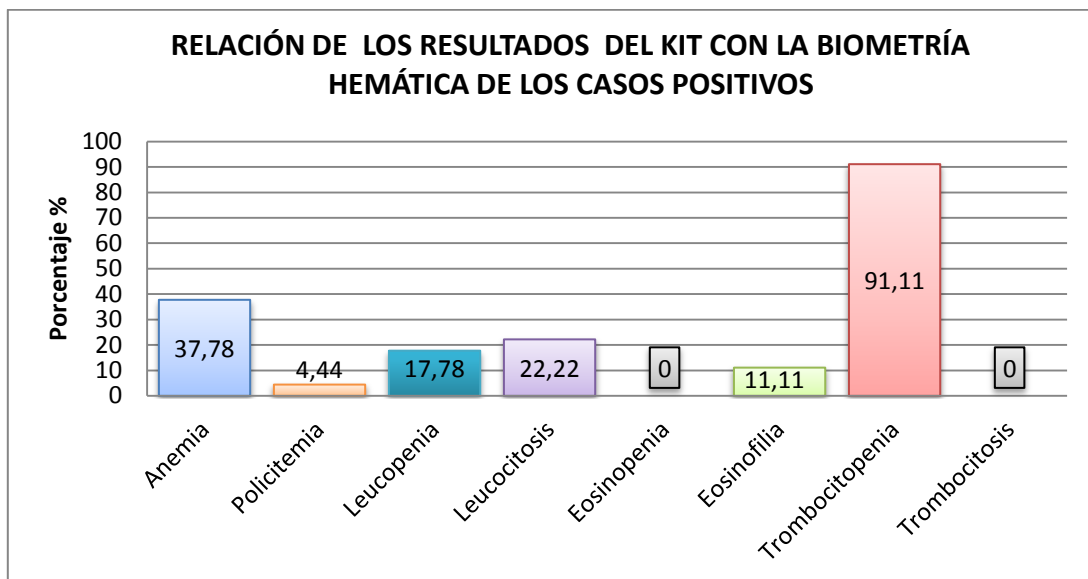


Figura 32 Relación de los resultados del kit con la biometría hemática de los casos positivos

Como observamos en el cuadro seis y su representación en la figura 32 podemos apreciar que en los 45 caninos positivos el hallazgo hematológico con mayor presentación es la trombocitopenia la cual estuvo presente en 41 caninos que representa el 91,11 %; seguido de anemia que se presentó en 17(37,78%) de los caninos positivos, leucocitosis encontrada en 10(22,22%) de los mismos, leucopenia que estuvo manifiesta en 8 (17,78%); eosinofilia la presentaron 5 (11,11%) de ellos; policitemia la manifestaron solo 2 (4,44%) y en ninguno de los caninos positivos se encontró eosinopenia ni trombocitosis.

4.4 Clasificación de géneros de los vectores transmisores de la enfermedad

Para ello se tomó manualmente garrapatas de los perros que las tenían; se recogieron 20 garrapatas de cada uno de los barrios en estudio; recolectando un total de 100 garrapatas; posteriormente se las clasificó con el estereoscopio según su género.

Cuadro 7 Clasificación de géneros de los vectores transmisores de la enfermedad

CLASIFICACIÓN DE GÉNEROS DE LOS VECTORES TRANSMISORES DE LA ENFERMEDAD			
TOTAL DE VECTORES RECOLECTADOS	GÉNERO DE GARRAPATAS	N° DE VECTORES	PORCENTAJE %
100	Rhipicephalus	68	68
	Amblyomma	19	19
	Boophilus	13	13
	Total	100	100

Como se puede apreciar en el cuadro siete y la figura 33, de 100 garrapatas analizadas el género con mayor prevalencia es el Rhipicephalus con 68 garrapatas que representa el 68 % seguido del género Amblyomma con 19 garrapatas que corresponde al 19% y finalmente el género Boophilus con 13 garrapatas que es el 13%.

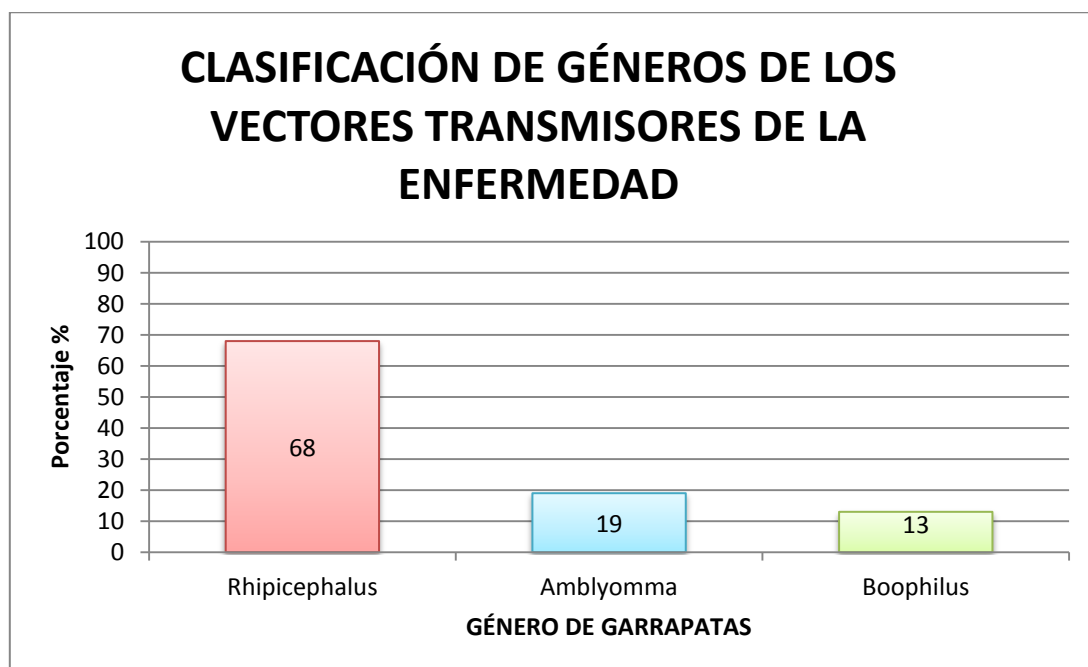


Figura 33 Clasificación de géneros de los vectores transmisores de la enfermedad

4.5 Verificar la eficacia del Snap*4Dx* comparado con el método de tinción de Giemsa.

Para verificar la eficacia del SNAP*4Dx* comparado con el método de tinción de Giemsa se procesó las 80 muestras de caninos por ambos métodos y entre los que resultaron positivos se estableció la comparación.

Cuadro 8 Eficacia del Snap*4Dx* comparado con el método de tinción de Giemsa

EFICACIA DEL Snap*4Dx* COMPARADO CON EL MÉTODO DE TINCIÓN DE GIEMSA		
	N° DE CASOS	PORCENTAJE %
TOTAL DE CASOS POSITIVOS	45	100
DETECTADOS POR EL Snap*4Dx*	45	100
DETECTADOS POR TINCIÓN DE GIEMSA	7	15,6

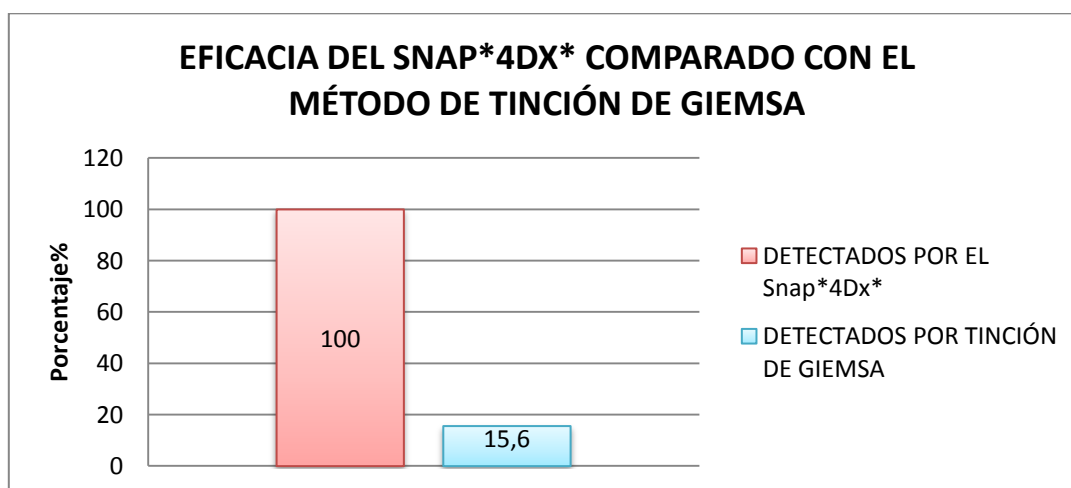


Figura 34 Eficacia del Snap*4Dx* comparado con el método de tinción de Giemsa

Como se muestra en el cuadro ocho y la figura 34 del total de los 45 casos positivos los 45 (100%) fueron detectados a través del SNAP*4Dx*; mientras que solo 7 de ellos (15,6%) se pudieron detectar a través de la tinción de Giemsa.

5. DISCUSIÓN

5.1 Porcentaje de Ehrlichiosis total en perros

El porcentaje total de Ehrlichiosis canina presente en los barrios rurales del cantón Catamayo es de 56,25%; pudiendo evidenciarse que su presentación en dicha zona es alta. Distintos estudios señalan que la presencia de garrapatas es un factor predisponente para el desarrollo de infección por Ehrlichia spp. (Nims et al 1971; Botros et al 1995).

La alta incidencia de la enfermedad en esta zona se debe a que su clima subtropical presta un hábitat propicio para las garrapatas en especial su principal vector el género Rhipicephalus la cual se ha encontrado a través del trópico y de áreas templadas del mundo. (MVZ, M en C, Eduardo Rojas B 2001)

5.2 Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios, sexo y edad de los animales

5.2.1 Prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios

La mayor o menor prevalencia encontrada en los barrios se debe más bien a factores extrínsecos y no a factores dependientes del animal tal es el caso de los barrios La Vega y Monterrey los cuales tienen un 81,25 % de casos positivos cada uno; en los cuales los caninos son destinados a cuidado de las fincas y a acompañar a sus amos en la jornada diaria de trabajo en las mismas, ayudando a esto la cercanía que mantienen con animales de otras especies y empeorando la situación la proximidad de estos barrios con plantaciones de caña.

En los barrios Trapichillo el cual tiene 7 caninos positivos (43,75%); El Limón con 6 los casos positivos (37,50%) al igual que Chichaca con 6 casos positivos (37,50%) donde existe menor presentación de la enfermedad se debe posiblemente a que algunos de los caninos muestreados viven en

casas con cerramiento y podrían ser más sobreprotegidos por sus dueños por lo cual no son expuestos al campo o destinados a cuidar fincas como la mayoría y en algunos de los casos aunque son escasos son sometidos a tratamientos de control de garrapatas.

5.2.2 Prevalencia de Ehrlichiosis canina de acuerdo al sexo

León, Gómez 2007, manifiestan que la enfermedad se presenta independientemente de la edad, el sexo y la raza. En el presente estudio podemos confirmar lo expresado por el autor ya que en el cuadro cuatro y la figura 30 notamos que no hay una marcada diferencia de la presentación de la enfermedad entre ambos sexos demostrando así la inexistente asociación entre el sexo y la presentación de la infección por Ehrlichiosis canina, la cual se presentó en las hembras en un 61,11 % y en los machos con un porcentaje de 52,27 % quedando evidenciado que la enfermedad afecta a ambos sexos por igual.

5.2.3 Prevalencia de Ehrlichiosis canina de acuerdo a la edad

A pesar de que autores como León, Gómez 2007; Sainz et al. 2000; entre otros manifiestan que no existe relación entre la presentación de la enfermedad y la edad de los caninos; en el presente trabajo podemos notar que se encontró una mayor presentación (72%) de la enfermedad en caninos mayores a 1 año; mientras que en los caninos menores a 1 año se presentó solo en un 30%.

Esto se debe a que en el lugar de estudio los caninos muestreados ubicados en el rango de menores a 1 año tienen entre 3,4 y 5 meses en su mayoría y por su condición de cachorros son sobreprotegidos por sus amos y confinados dentro de los hogares evitando así que contraigan la enfermedad.

5.3 Relacionar los resultados del kit con la biometría hemática de los casos positivos

En esta población se realizó un estudio hematológico completo como referente comparativo para el estudio realizado sobre perros con Ehrlichiosis. Aunque el curso clinicopatológico de la enfermedad puede variar dependiendo de la especie de Ehrlichia infecciosa, el cuadro se caracteriza de manera típica por una reducción aguda de los elementos celulares sanguíneos, más a menudo trombocitopenia. (Ettinger y Feldman, 2006).

En nuestro estudio, la población canina con Ehrlichiosis se caracterizó por la presencia de trombocitopenia (91,11 %) la cual es la alteración hematológica más constante en ambos estadios agudo y crónico de erliquiosis(Ettinger, Feldman, 2006)

En cuanto a la presentación de anemia autores como Couto & Nelson, 2010 expresan que la anemia regenerativa es debida a la pérdida de sangre (fases aguda y crónica), la normocítica normocrómica no regenerativa se debe a la supresión de la médula ósea o la anemia de la enfermedad crónica(fase crónica); en el trabajo realizado podemos notar que la anemia es un hallazgo frecuente (37,78%) en segundo lugar después de la trombocitopenia, demostrando que es habitual encontrar anemia en los caninos que sufren Ehrlichiosis independientemente de la fase de la enfermedad por la cual estén cursando.

Podemos decir que la leucocitosis presentada por los animales positivos (22,22%) no es un hallazgo común en los caninos que presentan Ehrlichiosis pero al haberse manifestado en los caninos positivos a esta enfermedad cabe indicar que dicha presentación puede ser debido a la asociación de la enfermedad con otras patologías que ocurren de manera concomitante.

La leucopenia presentada por los animales positivos (17,78%) si es un hallazgo frecuente dentro del cuadro clínico de Ehrlichiosis ya que habitualmente aparece leucopenia 10 a 20 días después de la infección

(Ettinger y Feldman, 2006); debemos mencionar que si su presentación fue mucho menor que la leucocitosis es debido a que los animales en estudio al momento de ser muestreados habían superado seguramente los 20 días postinfección.

La presentación de eosinofilia (11,11%) no es indicador propio de Ehrlichiosis pero su presentación por lo general la encontramos en perros que presentan algún tipo de parasitosis, como es el caso de los perros en estudio a los cuales por la condición en la que viven y el rol que cumplen no tienen un control de desparasitación adecuado.

Puesto que la eosinofilia resulta bastante común en perros y gatos con alteraciones parasitarias, ningún animal a de someterse a un minucioso estudio de eosinofilia sin haber descartado previamente las causas parasitarias. (Couto & Nelson, 2010)

La policitemia se encontró solamente en 2 caninos (4,4 %) la cual no es significativa y está dada por la elevación del hematocrito en los perros analizados, esto se debe a la condición climática a la cual están expuestos los animales ya que al vivir en una zona cálida tienden a sufrir una leve deshidratación y al no tener agua a voluntad muchas de las ocasiones tienden a presentar esta alteración hematológica la cual no está relacionada de manera directa con la enfermedad en estudio.

5.4 Clasificación de géneros de los vectores transmisores de la enfermedad

La distribución de Ehrlichiosis canina está relacionada con la distribución de las garrapatas vectores *Rhipicephalus sanguineus*, la garrapata marrón del perro y vector de *E. canis* en todo el mundo. (Ettinger y Feldman, 2006). En el presente estudio el vector con mayor presentación es la garrapata del género *Rhipicephalus* con un 68%; seguido del género *Amblyomma* (19%) y el género *Boophilus* con un (13 %); confirmando que en los barrios en estudio el género de garrapata que jugó el papel de vector para provocar la enfermedad fue el género *Rhipicephalus*; y que los otros géneros

encontrados no actuaron como vectores sino que más bien se encontraban en los caninos por la cercanía que mantienen con otras especies animales. Reafirmando así también lo expresado por algunos autores como es el caso de Bremer y cols., 2005 (citados por Couto & Nelson, 2010) los cuales manifiestan: *E.canis* que produce la enfermedad clínica más grave, se mantienen en el ambiente debido a su paso desde las garrapatas a los perros, *Rhipicephalus sanguineus* y *Dermacentor Variabilis* son sus vectores conocidos. El microorganismo no se transmite de modo transovárico en las garrapatas. El macho de la *R. sanguineus* puede adquirir y transmitir *E. canis* en ausencia de la hembra de la garrapata.

5.5 Verificar la eficacia del Snap*4Dx* comparado con el método de tinción de Giemsa.

De los casos 45 casos positivos los 45 (100%) fueron detectados por la prueba serológica a través del Snap *4Dx* y tan solo 7 (15,6%) pudieron ser confirmados con la observación al microscopio de mórulas de Ehrlichia dentro del citoplasma de leucocitos, esto se debe a que la presencia de mórulas es transitoria y por tanto fácilmente ignorada en citología. (Couto & Nelson, 2010). Greene (citado por Romero, et al ,s.f) expresa que puede confirmarse la infección por la visualización de las mórulas en los monocitos en frotis sanguíneos o aspirados de bazo teñidos con Giemsa, pero solo aparecen en el 4% de las pacientes enfermos por lo cual no debe ser el método de elección; esta es otra de las razones por la cual en el presente estudio solo se observaron 7 placas de tinción con Giemsa positivas.

El hecho de que el 100 % de los casos positivos en este estudio fueran detectados por el Snap*4Dx* se debe a que esta prueba posee una sensibilidad de 98.8% y una especificidad de 100% y es un análisis de inmunoabsorción ligada a enzimas (ELISA), que identifica una región inmunodominante P30 para lo cual utiliza anticuerpos monoclonales 111H7. (Parrado et al 2003)

6. CONCLUSIONES

- Con el Snap*4Dx* se diagnosticó Ehrlichiosis canina en perros procedentes de los barrios rurales del cantón Catamayo; el porcentaje total de Ehrlichiosis fue de 56,15 %.
- La prevalencia de Ehrlichiosis canina por barrios fue mayor para los barrios La Vega (81,25 %) y Monterrey (81,25%); siendo mucho menor su presentación en el barrio Trapichillo (43,75%); El Limón (37,50%) y Chichaca (37,50%).
- La prevalencia de Ehrlichiosis según el sexo es de 61,11% en hembras y de 52,27% para los machos.
- Los caninos mayores a un año presentaron una prevalencia del 72% y en los caninos menores a un año existió una prevalencia del 30%.
- La presencia de trombocitopenia (91,11 %) es la alteración hematológica más constante en ambos estadios agudo y crónico de Ehrlichiosis.
- Los hallazgos hematológicos son de gran importancia en el diagnóstico de Ehrlichiosis canina encontrándose entre ellos anemia (37,78%); leucocitosis (22,22%); leucopenia (17,78%); eosinofilia (11,11%) y policitemia (4,44%)
- La distribución de Ehrlichiosis canina está relacionada con la distribución de las garrapatas vectores correspondiendo el 68% de los vectores recolectados al género Rhipicephalus.

- Queda demostrada la eficacia del Snap *4Dx* frente al método de tinción de Giemsa ya que de los 45 casos positivos los 45 (100%) fueron detectados a través del Snap *4Dx*.
- De los 45 casos positivos 7 (15,6%) se detectaron por método de tinción de Giemsa; la no observación del parásito en el frotis no descarta la presencia de la enfermedad.

7. RECOMENDACIONES

- Qué el método de diagnóstico de detección de anticuerpos contra Ehrlichia a través del Snap *4Dx* sea el más usado para diagnosticar Ehrlichiosis canina debido a su eficacia y rapidez.
- Debe realizarse una biometría hemática como examen complementario a todos los perros con Ehrlichiosis, ya que el mismo nos ayudará a guiar el tratamiento de los caninos.
- Tener en cuenta que aunque la trombocitopenia generalmente aparece durante todas las fases de la Ehrlichiosis su ausencia no descarta la enfermedad.
- Al momento de realizar transfusiones sanguíneas se debe descartar la presencia de Ehrlichiosis en el donante ya que de esta forma se puede provocar la transmisión a los perros receptores.
- Tener en cuenta el riesgo de la enfermedad en el área geográfica en estudio y la necesidad de aplicar medidas profilácticas adecuadas mediante el control de garrapatas en los caninos, que impidan la transmisión del agente infeccioso.
- Se deben realizar mayores estudios sobre la Ehrlichiosis canina en otros barrios del cantón Catamayo y otras áreas geográficas predisponentes de la Provincia de Loja para conocer la real situación de esta enfermedad.

8. BIBLIOGRAFÍA

- 1) Abellán , L. (s.f) Ehrlichiosis canina. Flor entre espinas: cría familiar de Boyero de berna y Leonberger. Recuperado de <http://www.florentreespinas.es/ehrlichiosis.html>
- 2) Archila, M., (2007) . Ehrlichiosis. Enfermedades Parasitarias.Monografías.com. Recuperado de <http://www.monografias.com/trabajos43/erlichiosis/erlichiosis2.shtml#1394#ixzz2ncipaxZE>
- 3) Couto, G., Nelson R., (2010). Medicina Interna de Pequeños animales. Barcelona,España: Elsevier España.
- 4) Cowell, R., Tyler, R., Meinkoth, J., DeNicola, D., (2009) Diagnóstico hematológico y citológico del perro y el gato. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=sOhFTx_eDEwC&printsec=frontcover&dq=hematolog%C3%ADa+sangu%C3%ADnea+animal&hl=es&sa=X&ei=LOurUvTAC9LfkQfLqYD4BQ&ved=0CEoQ6AEwBw#v=onepage&q&f=false
- 5) Dominguez , G., .(2011). Prevalencia e identificación de Hemoparásitos (Ehrlichia canis, babesiacanis y AnaplasmaPhagocytophilum) en perros de la ciudad de cuenca. Universidad de Cuenca, Cuenca, Ecuador. Rcuperado de <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/3024/1/tv199.pdf>
- 6) Ettinger, S., Feldman, E., (2006). Tratado de medicina interna veterinaria. Barcelona,España: Elsevier España.

- 7) Gil Collado., (1961).Insectos y ácaros de los animales domésticos. Barcelona, Madrid:Salvat.
- 8) Hoyos, L., Li E, O., Alvarado, A., Suárez, F., Díaz D.,(2007). Evaluación del examen hematológico en el diagnóstico de ehrlichiosis canina. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú.,18(2). Recuperado de http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1609-91172007000200007&script=sci_arttext
- 9) IDEXX Laboratories(2013). Test SNAP® 4Dx®.España. Recuperado de http://www.idexx.es/pdf/es_es/smallanimal/snap/4dx/snap-4dx-package-insert.pdf
- 10) Jiménez, V. (2013) Determinación de la prevalencia de Anaplasmosis Bovina en el cantón Zamora de la provincia de Zamora Chinchipe. Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador.
- 11) León, A., Gómez, D., (2007). Erlichiosis canina. REDVET,IX(2). Recuperado de <http://www.mvzunipaz.edu.co/documentos/bloques/patologia/charlas/ehrlichiosis-canina.pdf>
- 12) León, L., (2010). Ehrlichiosis canina. Recuperado de <http://veterinariosvenezuela.blogspot.com/2010/05/ehrlichiosiscanina.html>
- 13) Mayors Laboratorio.(s.f). Ficha Técnica: Ehrlichiosis Canina.Recuperado de <http://mayorslab.com.ar/enfermedades/ehrlichiosiscanina.pdf>

- 14) Molina, C., Pavez, A. (2011). Saludpublicavet: Manejo Sanitario del perro. Chile. Recuperado de <http://saludpublicavet.wikispaces.com/Manejo+sanitario+del+perro>
- 15) Parrado, M., Vargas, F., Hernández, G., & Vergara, H., (2003). Asociación de los resultados de una prueba serológica (elisa) y frotis sanguíneo en caninos con sintomatología compatible de ehrlichiosis. Red de Revistas Científicas de América Latina. Recuperado de <http://www.redalyc.org/pdf/896/89670202.pdf>
- 16) Plagas en red., (sf.). Garrapata marrón del perro (*Rhipicephalus sanguineus*). Recuperado de [http://www.plagasenred.com.ar/detalle.php?a=garrapata-marron-del-perro-\(rhipicephalus-sanguineus\)&t=4&d=60](http://www.plagasenred.com.ar/detalle.php?a=garrapata-marron-del-perro-(rhipicephalus-sanguineus)&t=4&d=60)
- 17) Ramírez M., Zepeda ,L., (2007). Manual de prácticas de la materia Enfermedades bacterianas de los animales domésticos. Recuperado de www.uaa.mx/centros/cca/MVZ/M/4/Manualdepracticass16-1515.pdf
- 18) Rojas,E., (2001). Género *Rhipicephalus* Las garrapatas parte II., InfoMerial., México: Merial México, S.A. de C.V. 4-5. Recuperado de <http://www.webveterinaria.com/merial/Garrapatall.pdf>
- 19) Romero, V., Padilla,S., Alvarado,N. (s.f). Cambios hematológicos en pacientes positivos a ehrlichiosis canina en la ciudad de Lázaro Cárdenas Michoacán. Recuperado de <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Noticias/xxiiencuentrodeinvestigacion/026%20-%20cambios%20hematologicos%20en%20pacientes%20positivos%20>

0a%20ehrlichiosis%20canina%20en%20la%20ciudad%20de%20lazar
o%20cardenas%20michoacan.pdf

- 20) Sainz A, Amusategui I, Rodriguez F, Tesouro MA.(2000). Las ehrlichiosis en el perro: presente y futuro. España: Organización Colegial Veterinaria. Recuperado de:
<https://es.scribd.com/doc/106020803/Las-Ehrlichiosis-en-EI-Perro#scribd>
- 21) Waner, T., Harrus, S.,. (2000). Ehrlichiosis monocítica canina. International VeterinaryInformationServic. Recuperado de http://www.ivis.org/advances/infect_dis_carmichael/waner_es/ivis.pdf

9. ANEXOS



UNL

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Anexo 1: Encuesta a los propietarios de los caninos sometidos a estudio

Nombre del propietario _____

Procedencia (Barrio) _____ Tel. _____

Nombre del perro _____

Raza _____ Edad _____ Sexo _____

Fecha _____

1. ¿Ha notado la presencia de garrapatas en el perro?

Sí _____

No _____

2. ¿Desde hace cuánto tiempo?

3. ¿Controla la presencia de garrapatas en su perro?

Sí _____ No _____

Con

qué? _____

4. ¿Cada que tiempo baña al perro contra las garrapatas?

5. ¿Sabe usted si el perro ha padecido alguna enfermedad causada por ectoparásitos?

Sí _____ No _____ ¿cuál? _____

6. ¿Hace cuánto tiempo su perro presentó la enfermedad?

7. Ha recibido su mascota algún tratamiento con antibióticos

Sí _____ ¿Hace cuánto? _____

No _____

Desconoce _____

8. ¿Ha observado algún tipo de sangrado, manchas de color rojo en la piel de su animal u otros síntomas?

Sí _____ No _____

Describalos _____































Observaciones: _____



UNL

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Anexo 4. Patrón de características individuales de los géneros de garrapatas de Solari et al, 2006., tomado de Jiménez, V. (2013)

	ROSTRO	ESCUDO	OJOS	SURCO ANAL	FESTONES	COXA I	PLACAS ADANALES	ESPIRACULOS	ESCUDO ORNAMENTADO	TAMAÑO
Ixodes spp	 Largo		No	Ant.	 No	 Sin Nada	 2		No	Medio
Amblyomma spp	 Largo		Si	Post.	 Si	 Con Espinas	 No		Si	Grande
Boophilus spp	 Corto		Si	No muy obvio	 No	 Bifid.	 4		No	Medio
Haemaphysalis spp	 Corto		No	Post.	 Si	 Con espinas cortas	 No		No	Medio
Rhipicephalus spp	 Corto		Si	Post.	 Si	 Bifid.	 2		No	Medio



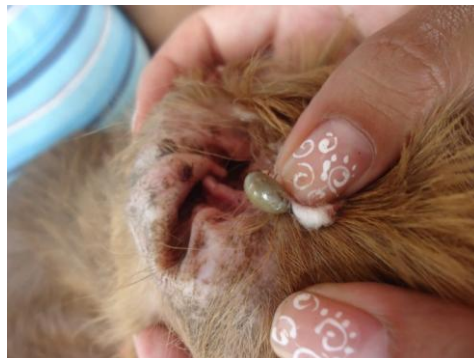
UNL

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Anexo 5. Fotografías



Realización de la Encuesta a los propietarios de los caninos en estudio



Recolección de vectores (garrapatas)



Orejas de caninos infestadas de garrapatas



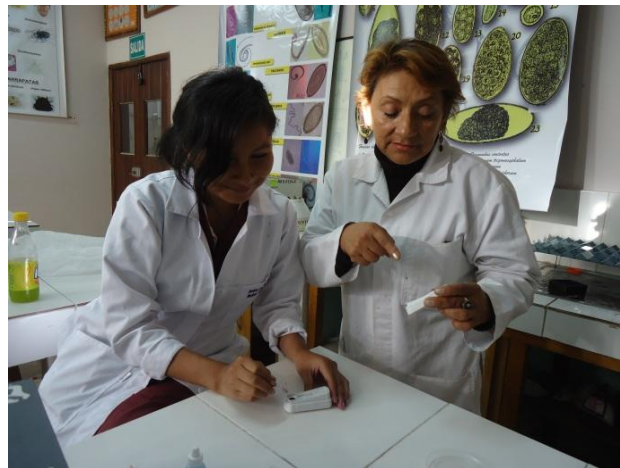
Toma de muestra de sangre en un canino



Algunos caninos muestreados



Realización de las tinciones de Giemsa



Realización de la prueba con el Snap*4Dx*



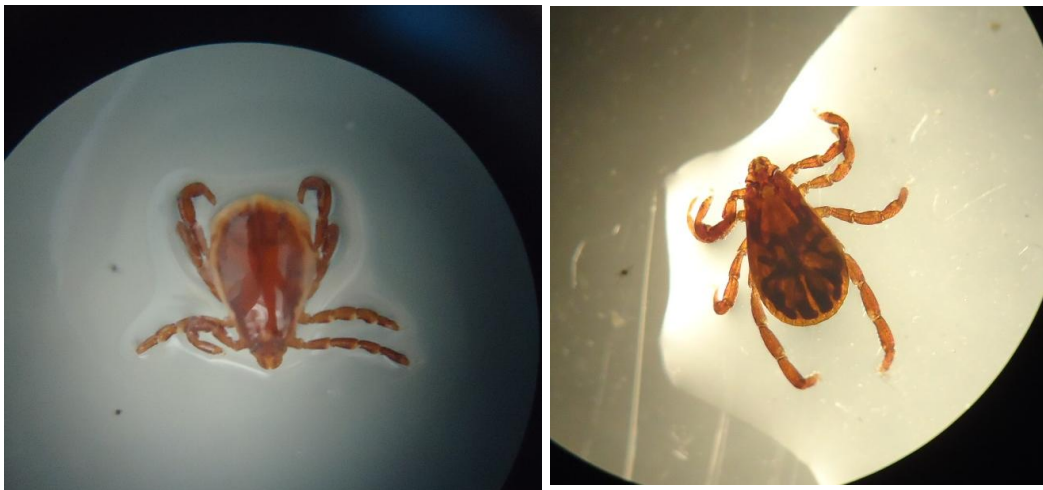
Test Snap*4Dx* Positivos a Ehrlichia



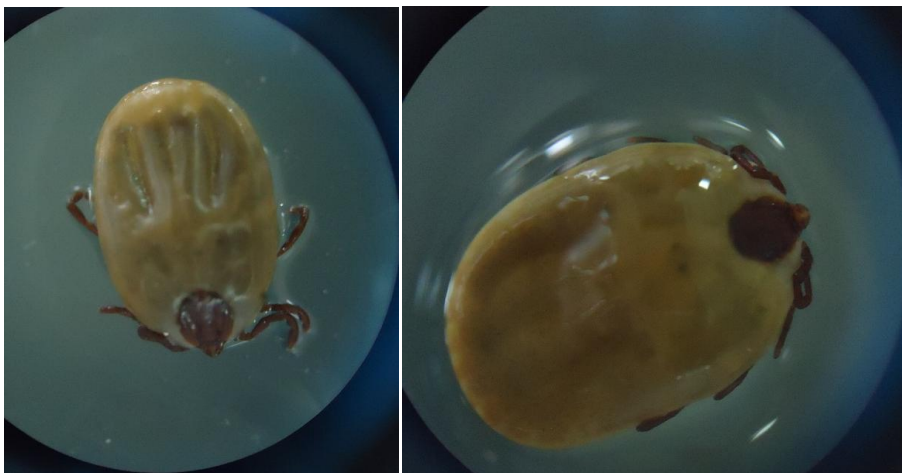
Test Snap*4Dx* Negativo a Ehrlichia, el círculo marca el control positivo



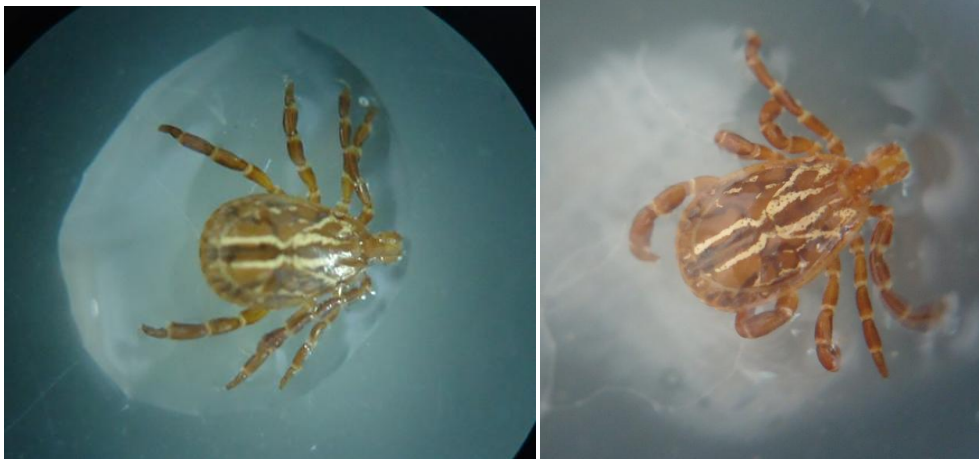
Observación de Garrapatas al estereoscopio



Garrapatas del Género Rhipicephalus



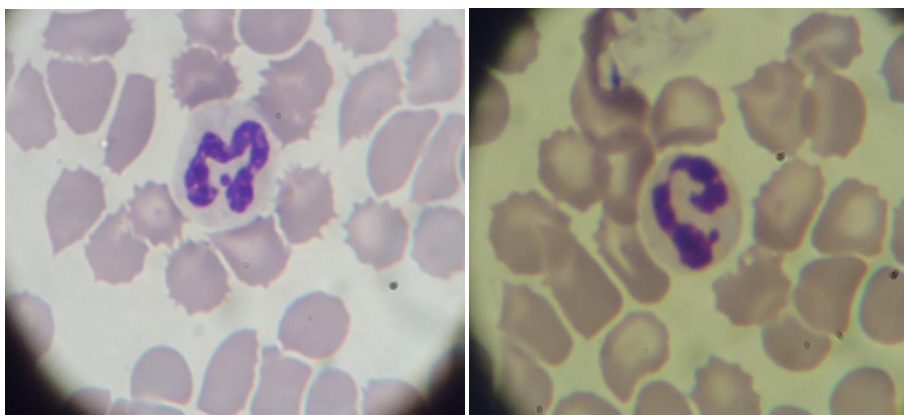
Garrapatas del Género Boophilus



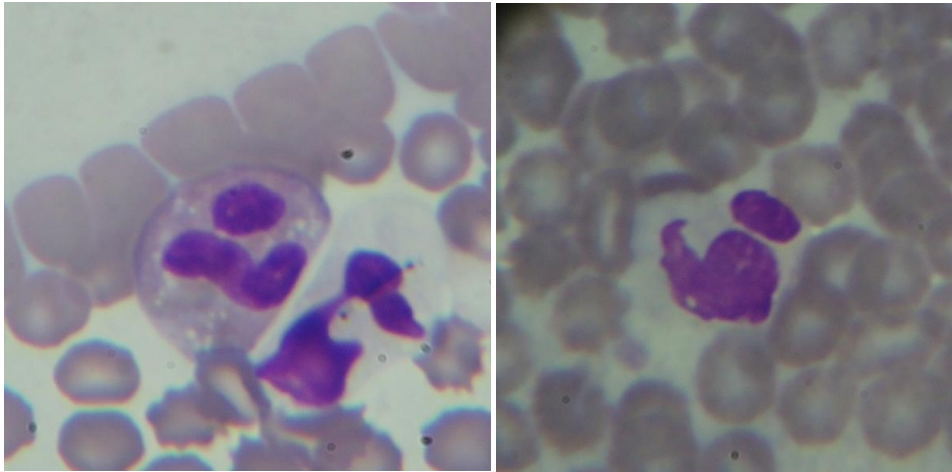
Garrapatas machos del Género *Amblyomma*



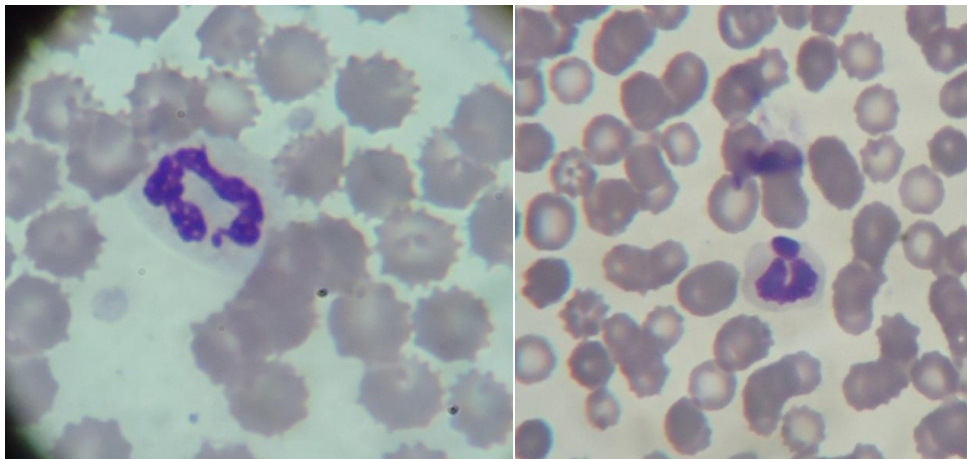
Garrapatas hembras del Género *Amblyomma*



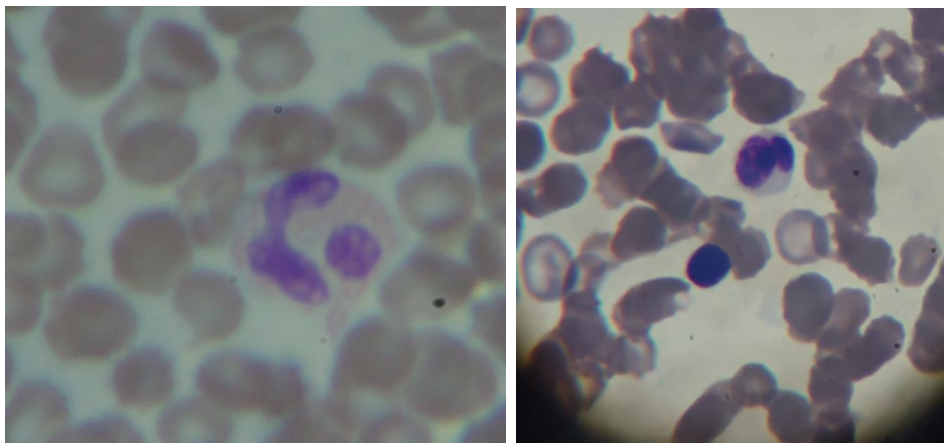
Ehrlichias encontradas a través del método de tinción de Giemsa



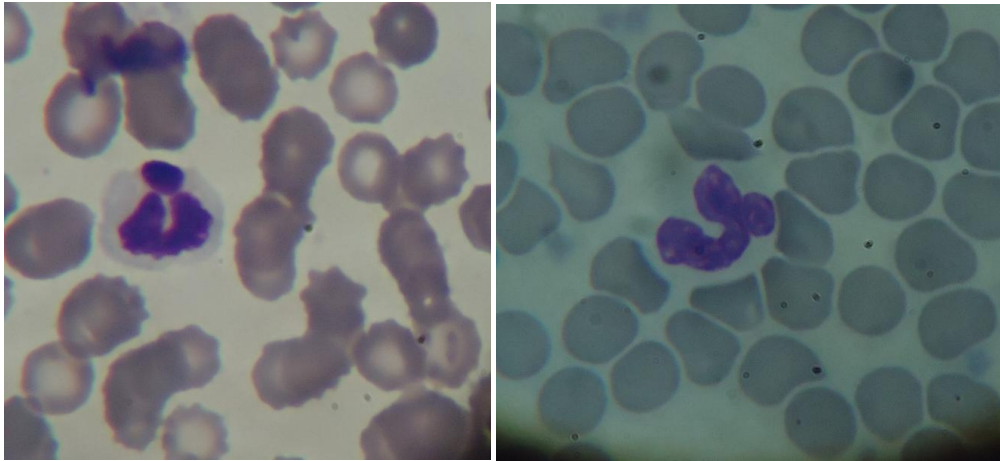
Ehrlichias en encontradas a través del método de tinción de Giemsa



Ehrlichias en encontradas a través del método de tinción de Giemsa



Ehrlichias en encontradas a través del método de tinción de Giemsa



Ehrlichias en encontradas a través del método de tinción de Giemsa