

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



**“INMADUREZ Y MALFORMACIONES ERITROCÍTICAS EN
PERROS POSITIVOS A PARVOVIRUS CANINO”**

T E S I S

Para optar el Título Profesional de:

MÉDICO VETERINARIO

Presentada por la Bachiller

GLADYS RAQUEL MENDOZA ASTOPILCO

Asesor:

Mg. M.V. Fernando Alberto Oblitas Guayán

CAJAMARCA – PERÚ

2014

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



**“INMADUREZ Y MALFORMACIONES ERITROCÍTICAS
EN PERROS POSITIVOS A PARVOVIRUS CANINO”**

TESIS

Para optar el Título Profesional de
MÉDICO VETERINARIO

Presentada por la Bachiller
Gladys Raquel Mendoza Astopilco

Asesor
Mg. M.V. Fernando Alberto Oblitas Guayán

CAJAMARCA- PERÚ
2014



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
NORTE DE LA UNIVERSIDAD PERUANA
Fundada Por Ley N°14015 Del 13 De Febrero De 1962
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS
DECANATO

Av. Atahualpa 1050 – Ciudad Universitaria Edificio 2F – 205 Fono 076 365852



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

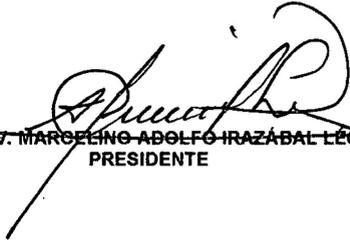
En Cajamarca, siendo las diez de la mañana, del día doce de setiembre del dos mil catorce, se reunieron en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Veterinarias “**César Bazán Vásquez**” de la Universidad Nacional de Cajamarca, los integrantes del Jurado Calificador, designados por el Consejo de Facultad, con el objeto de evaluar la sustentación de Tesis Titulada “**INMADUREZ Y MALFORMACIONES ERITROCÍTICAS EN PERROS POSITIVOS A PARVOVIRUS CANINO**”, presentada por el Bachiller en Medicina Veterinaria **GLADYS RAQUEL MENDOZA ASTOPILCO**.

Acto seguido el Presidente del Jurado procedió a dar por iniciada la sustentación, y para los efectos del caso se invitó al sustentante a exponer su trabajo.

Concluida la exposición de la Tesis, los miembros del Jurado Calificador formularon las preguntas que consideraron convenientes, relacionadas con el trabajo presentado; asimismo, el Presidente invitó al público asistente a formular preguntas concernientes al tema.

Después de realizar la calificación de acuerdo a las Pautas de Evaluación señaladas en el Reglamento de Tesis, el Jurado Calificador acordó: **APROBAR** la sustentación de Tesis para optar el Título Profesional de **MÉDICO VETERINARIO**, con el Calificativo Final obtenido de **DIECISEIS (16)**.

Siendo las once y quince minutos de la mañana del mismo día, el Presidente del Jurado Calificador dio por concluido el proceso de sustentación.


Mg. M.V. MARCELINO ADOLFO IRAZÁBAL LECTOR
PRESIDENTE


M.Cs. M.V. JORGE BERNARDO GAMARRA ÓRTIZ
SECRETARIO


M.Cs. M.V. EDUARD EGBERTO GUEVARA LARA
VOCAL

DEDICATORIA

Quiero dedicar esta Tesis en primer lugar a Dios, quien supo guiar mis pasos y me dio la fuerza necesaria para culminar con este proyecto de vida.

A mi familia, quienes por ellos soy lo que soy.

A mis padres Enrique y Angélica por su apoyo, consejos, comprensión, amor, ayuda en los momentos difíciles, y por brindarme los recursos necesarios para estudiar. Me han dado todo lo que soy como persona, mi coraje para conseguir mis objetivos. No tengo palabras para agradecerle lo que soy, esto se los dedico a ustedes.

A mi esposo, por la paciencia y el apoyo brindado, por su voz de aliento, a mi hijo que es el motor de mi vida por quien hago todo para demostrarle que en la vida no hay impedimento para terminar lo que uno se traza en la vida.

A mis hermanos, por estar siempre presentes, acompañándome para poder realizar mis metas.

† A mi abuelita Luz Transito quien ya no está conmigo pero siempre vivirá en mi corazón.

GLADYS

AGRADECIMIENTO

En primer lugar quiero agradecerte a ti Dios, por bendecirme para llegar hasta donde he llegado, porque hiciste realidad este sueño anhelado.

A mi asesor de tesis, Mg. M.V. Fernando Oblitas Guayán, por su esfuerzo y dedicación, quien con sus conocimientos, su experiencia, su paciencia y su motivación ha logrado en mí que pueda terminar mis estudios con éxito.

También agradecer a mis profesores, que durante toda mi carrera profesional han aportado con un granito de arena a mi formación y sobre todo gracias a su amistad.

Son muchas las personas que han formado parte de mi vida profesional, a las que me encantaría agradecerles su amistad, consejos, apoyo, ánimo y compañía en los momentos más difíciles de mi vida. Algunas están aquí conmigo y otras en mis recuerdos y en mi corazón, sin importar en donde estén, quiero darles las gracias por formar parte de mí, por todo lo que me han brindado y por todas sus bendiciones.

Para ellos: Muchas gracias y que Dios los bendiga.

GLADYS

RESUMEN

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Fisiología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de La Universidad Nacional de Cajamarca y en la Clínica Veterinaria "Dogtor House" de Chimbote, con el objetivo de estudiar la Inmadurez y Malformaciones Eritrocíticas en perros positivos a Parvovirus canino. Para el diagnóstico de Parvovirus canino (PVC), se utilizó 10 caninos, se realizó tomando en cuenta la sintomatología del canino y fue corroborado por la técnica de Inmunocromatografía (IC). Los resultados obtenidos de las muestras de sangre fueron 2 caninos con anemia macrocítica normocrómica y 1 canino con anemia macrocítica hipocrómica, también se observaron inmadurez y/o malformaciones como: 1 canino con anisocitosis, ovalocito y crenación, 1 canino con anisocitosis e hipocromía y 1 canino con anisocitosis y corpúsculo de howell-jolly.

Palabras clave: Parvovirus canina, Inmunocromatografía.

ABSTRACT

This work was performed in the Laboratory of Veterinary Physiology, Faculty of Veterinary Science, The National University of Cajamarca and the Veterinary Clinic "Dogtor House" of Chimbote, in order to study the immaturity and malformations Erythrocyte positive dogs Parvovirus canine. For the diagnosis of canine parvovirus (PVC), 10 dogs was used, was performed taking into account the symptoms of canine and was corroborated by the technique of Immunochromatography (IC). The results of the blood samples were two dogs with macrocytic normochromic anemia and one canine immature hypochromic macrocytic anemia, were also observed and/or defects as one canine with anisocytosis, ovalocito and crenation, one canine with anisocytosis and hypochromic and one canine with anisocytosis and howell-jolly corpuscle.

Keywords: Canine parvovirus, Immunochromatography.

ÍNDICE

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTO

RESUMEN

ABSTRACT

Pág.

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

1

Objetivos

3

Hipótesis

3

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

4

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

16

3.1. Ubicación

16

3.2. Materiales

17

3.3. Metodología

19

CAPÍTULO IV	
RESULTADOS	24
CAPÍTULO V	
DISCUSIÓN	30
CAPÍTULO VI	
CONCLUSIONES	31
CAPÍTULO VIII	
BIBLIOGRAFÍA	32
ANEXO	34

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

El perro es el compañero más antiguo del ser humano. Esta convivencia entre el hombre y el perro empezó a darse hace miles de años por interés mutuo y su relación ha ido desarrollándose poco a poco hasta llegar a la interdependencia existente hoy entre ambas especies, basada en el afecto que el ser humano profesa al perro a cambio de su compañía fiel y de la gran variedad de servicios que le presta, al grado, de considerársele como un miembro más de la familia (Juárez, 2011).

Los caninos (*Canis lupus familiaris*) son susceptibles a múltiples agentes que afectan su estado de salud, por esto es necesario tener en cuenta las enfermedades más comunes, como lo son las enfermedades gastrointestinales causadas por agentes infecciosos (Sherding, 1994).

El parvovirus canino es una enfermedad de distribución mundial, presente en Perú desde el año 1970. Afecta a cachorros, produciendo sintomatología gastroentérica entre la que se destaca la diarrea hemorrágica.

Es una enfermedad que presenta una alta morbilidad y mortalidad, lo que hace necesario que el médico veterinario sea capaz de reconocer la fisiopatología y sintomatología del paciente, enfocándose en establecer un rápido y buen diagnóstico de la enfermedad. Muchas veces las clínicas veterinarias no poseen los métodos necesarios, lo que lleva a un incorrecto diagnóstico, sobrestimando o subdiagnosticando la enfermedad (Barr, 1998).

El diagnóstico de parvovirus canino (PVC) se realiza principalmente de forma clínica, aunque existen técnicas de laboratorio como el inmunoensayo cromatográfico para el diagnóstico definitivo de la enfermedad. El objetivo de este trabajo es contribuir con el estudio de la morfología celular eritrocitaria, en caninos afectados por parvovirus canino (Hurtado, 2012).

OBJETIVOS

1. Objetivo General

Contribuir con el estudio de la morfología celular eritrocitaria, en caninos afectados por parvovirus canino.

2. Objetivos Específicos

- ❖ Determinar caninos positivos al virus de parvovirus canino mediante el uso de inmunoensayo cromatográfico.
- ❖ Analizar y comprobar la presencia de malformaciones eritrocitarias en muestras de sangre de caninos positivos a parvovirus canino.

HIPÓTESIS

La infección por parvovirus canino produce alteraciones en la morfología de los eritrocitos, diferentes a las producidas en caso de hemorragias gastrointestinales y con síntoma de anemia.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

1.1. PARVOVIROSIS

1.1.1. DEFINICIÓN

La parvovirus canina es una enfermedad que afecta a animales menores de 2 años, pero principalmente a cachorros menores de 6 meses de edad, también son susceptibles en menor grado perros adultos inmunodeprimidos. Es altamente contagiosa y de alta mortalidad (Barr, 1998).

1.1.2. ETIOLOGÍA

Existen 2 tipos de parvovirus que afectan a los perros. El parvovirus canino-1 (PVC-1) también conocido como el "virus diminuto de los caninos", que es un virus relativamente apatógeno que a menudo causa gastroenteritis, neumonitis y/o miocarditis en cachorros. El parvovirus canino-2 (PVC-2) es responsable de la enteritis parvo viral clásica, del que se reconocen dos variantes patógenas, los tipos 2a y 2b. El agente es sumamente resistente a los cambios bruscos de temperatura y pH, además de resistir a la acción de los desinfectantes comunes, por lo que las infecciones se diseminan con facilidad, persistiendo por tiempo prolongado en áreas contaminadas (Juárez, 2011).

1.1.3. TRANSMISIÓN

El virus se transmite principalmente por vía oro-fecal después de la exposición de animales vulnerables a heces contaminadas, además de fómites. Existen factores que predisponen a los caninos (*Canis lupus familiaris*) a la enfermedad, entre los que se encuentran: estrés, hacinamiento, presencia de parásitos internos y baja inmunidad vacunal. Los perros infectados eliminan grandes cantidades de virus por las heces, permitiendo perpetuar así la enfermedad (Hurtado, 2012).

1.1.4. PATOGENESIS

Tras la exposición oro-fecal, el parvovirus canino (PVC) se réplica en las células linfoides de la orofaringe, nódulos linfáticos mesentéricos y timo; a continuación, al cabo de 3 a 5 días se disemina por vía hematológica a las células de las criptas del intestino delgado y a las células epiteliales de la cavidad oral, lengua y esófago. Los órganos linfoides, pulmones, hígado, riñones, médula ósea y, en animales muy jóvenes, las células del miocardio también llegan a infectarse. La excreción del virus comienza al poco tiempo de la infección de las células epiteliales intestinales y puede producirse, incluso a los 3 a 4 días de la exposición; la excreción del virus habitualmente dura de 1 a 2 semanas (Hurtado, 2012).

El período de incubación de la enfermedad es de 8 días. En la fase aguda de la enfermedad se comienza con depresión, vómitos y diarreas. Las lesiones pueden ser localizadas o difusas, extendiéndose en el intestino delgado, pero raramente en el intestino grueso, esto lleva a

mala absorción de alimentos, diarrea y vómito. En médula ósea hay depleción de células maduras de la serie blanca y roja, seguida de hiperplasia celular regenerativa del tejido linfoide, mieloide y eritroide durante la recuperación, 12 a 13 días después del inicio de la infección (Juárez, 2011).

1.1.5. SIGNOS CLÍNICOS

El parvovirus canino (CPV) produce 2 formas diferentes de enfermedad:

En la forma intestinal, se encuentra hipertermia entre 40 y 41°C, debilidad, anorexia y emesis. Aparece una diarrea mucoide a sanguinolenta con un olor a materia fecal y sangre característico y una severa deshidratación, con pérdida de peso, molestias abdominales y signos de dolor.

En la forma cardiaca, pueden presentarse algunos signos anteriores, a los que se suman: disnea, gemidos y arqueado del cuerpo, con muerte súbita; los cachorros son encontrados generalmente muertos. Una falla cardiaca congestiva puede también ocurrir en cachorros aparentemente normales desde las 6 semanas hasta los 6 meses de edad (Barr, 1998).

1.1.6. DIAGNÓSTICO

El diagnóstico tentativo a menudo se fundamenta en la anamnesis, hallazgos del examen físico y de las pruebas de laboratorio que se realizan para confirmar dicho diagnóstico (Juárez, 2011). En la historia del animal se destaca una mala pauta de vacunación, historia de contacto con otros perros infectados antes de haber conseguido un estado de inmunidad adecuado, animales

provenientes de criadero, tiendas de animales, animales abandonados, cachorros de 2 a 8 meses de edad, cachorros de madre sin vacunar (Del Castillo y Díaz, 2007).

El hemograma refleja leucopenia 12 a 24 horas después del inicio de los signos clínicos. Se presenta neutropenia en cuadros severos a terminales 6 – 7 días después del inicio de la enfermedad, lo que da un mal pronóstico; esta neutropenia se atribuye a la llegada de neutrófilos a la mucosa intestinal. La presencia de neutrófilos inmaduros con cambios tóxicos podría reflejar la pérdida de integridad de la mucosa intestinal con absorción de endotoxinas bacterianas, incluso bacterias, en cuyo caso se puede encontrarse leucocitosis con neutrofilia (Juárez, 2011).

Es frecuente encontrar además linfopenia y neutropenia, con desviación a la izquierda degenerativa y presencia de neutrófilos tóxicos. Durante la fase de recuperación se observa leucocitosis, incluso linfocitosis 7 días después del inicio de la infección (Hurtado, 2012).

El inmunoensayo cromatográfico, es otro método de diagnóstico utilizado por un simple y rápido procedimiento. El kit diagnóstico del parvovirus canino está diseñado para detectar los antígenos del parvovirus canino en heces fecales. Posee una sensibilidad del 98%, junto con una especificidad del 100%. Esta técnica es una prueba rápida, de detección de un solo paso de antígenos del parvovirus canino, con resultados en 5-10 minutos, no requiere equipos de elevado costo, es de fácil almacenamiento y mantenimiento, con materiales de alta pureza y calidad del kit, que aumentan su sensibilidad y precisión (Escalante, 2001).

1.1.7. DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL

Con frecuencia se diagnostica clínicamente como "Parvovirus Canina" a un alto porcentaje de casos de gastroenteritis hemorrágica, omitiéndose la probabilidad de otras etiologías que presentan cuadros similares como ocurre con algunas infecciones virales, bacterianas, micóticas y parasitarias sin mencionar procesos de tipo idiopático, tóxico y metabólico. (Hurtado,2012).

1.1.8. TRATAMIENTO

El tratamiento en esencia es similar al de cualquier otra enteritis aguda grave. No existe tratamiento dirigido directamente frente al virus, por lo que el tratamiento gira en torno a conseguir un volumen circulatorio eficaz, controlar las infecciones bacterianas secundarias y proporcionar descanso al tubo digestivo. Se deben administrar líquidos de reposición de tipo cristaloides, como ringer lactato o solución salina 0.9%, en volúmenes suficientes para poder restaurar y mantener la hidratación ante la pérdida de líquido (Juárez, 2011). La antibiótico terapia es necesaria si existe evidencia de infección o riesgo elevado para ella, la leucopenia severa y el riesgo de translocación bacteriana hace necesario una terapia con antibióticos de amplio espectro (García, 2007).

El vómito profuso complica la terapia y requiere la administración de antieméticos centrales y periféricos como la metoclopramida. Cuando la diarrea es profusa y persistente se administran drogas citoprotectoras como el sucralfato. Puede administrarse una dieta blanda cuando el vómito cesa durante 18-24 horas. El perro debe

mantenerse alejado de otros animales susceptibles durante 2-4 semanas después del alta y el propietario debe ser educado sobre la eliminación de las heces. Debería considerarse la vacunación de otros perros del hogar (Juárez, 2011).

1.1.9. PREVENCIÓN Y VACUNACIÓN

La infección del parvovirus en cachorros se previene minimizando la exposición y vacunando a los animales. Limitar la exposición es un tanto difícil debido a la distribución amplia de la enfermedad en perros y la persistencia del virus en el medio ambiente. Sería óptimo mantener aislados a los cachorros para que no tengan contacto con otros perros hasta que se haya completado el calendario de vacunación; si no es posible un aislamiento estricto, es conveniente limitar la exposición de los cachorros en las zonas donde se congregan perros y heces infectadas, además de concientizar al propietario de la importancia de esto (Barr, 1998).

La inmunidad a la infección de CPV en los cachorros puede ser pasiva o activa. La inmunidad pasiva es el resultado de la absorción de anticuerpos maternos después de la ingestión de calostro, la inmunidad activa se desarrolla como consecuencia de una infección natural o vacunación. Se prefieren las vacunas que incluyen una cepa viva modificada y atenuada de CPV-2 ya que la inmunidad se desarrolla más rápidamente y dura más, en comparación con la que se obtiene usando un producto muerto (Hurtado, 2012).

1.2. ERITROCITOS

La principal función de los eritrocitos o glóbulos rojos es la del transportar oxígeno y dióxido de carbono, esta función está relacionada con la hemoglobina. Los eritrocitos llevan el oxígeno de los pulmones a los tejidos y el dióxido de carbono en sentido inverso. El eritrocito de mayor tamaño se halla en el perro (7,0 μ m) (Vargas, 2007).

Morfología, color y arreglos celulares normales y anormales

El concepto de normalidad en la morfología de los eritrocitos dependerá de la especie involucrada; así, podemos decir que en la mayoría de los mamíferos son discos redondeados, bicóncavos y anucleados. El color rojo, rosa o anaranjado del eritrocito se considera normal en la mayoría de las especies. Diversos cambios en la forma del eritrocito, color y arreglos celulares pueden ser provocados por agentes endógenos y exógenos y las anomalías, relacionarse, por tanto, con situaciones clínicas, o bien, manejos inadecuados de la muestra. Algunas alteraciones que se presentan con más frecuencia y sus causas se mencionan a continuación (Vargas, 2007).

Malformaciones eritrocitarias

✓ **Acantocito:** Es un eritrocito con prolongaciones de la membrana que le dan aspecto de estrella. Las prolongaciones son irregulares en cuanto al tamaño, y la punta se caracteriza por ser roma; se forma cuando las membranas de los eritrocitos contienen excesivo colesterol en relación con fosfolípidos (Vargas, 2007).

- ✓ **Codocitos:** Son eritrocitos que al ser observados en el frotis dan la imagen de tiro al blanco, es decir, la periferie tiene un color rojo intenso, la parte media, un color pálido y el centro, un rojo intenso (Vargas, 2007).

- ✓ **Eliptocitos u ovalocitos.** Son eritrocitos en forma ovalada. Se consideran normales en alpacas, llama, camello y vicuña (Vargas, 2007).

- ✓ **Equinocitos.** También conocidos como crenocitos, son eritrocitos con prolongaciones citoplasmáticas que terminan en punta y que, a diferencia del acantocito, suelen ser regulares en cuanto al tamaño y distribución. Son el resultado de técnicas defectuosas al realizar el frotis (Vargas, 2007).

- ✓ **Esferocitos.** Eritrocitos que han perdido su forma bicóncava y han adquirido forma de esfera, por lo tanto, en un frotis se observan de menor tamaño que el normal y carecen de la zona central pálida típica (Vargas, 2007).

- ✓ **Excentrocitos.** Son células rojas con la hemoglobina condensada en un extremo como resultado de daño oxidativo. La formación de los excentrocitos puede representar una función de membrana (Vargas, 2007).

- ✓ **Macrocito.** Eritrocito de mayor tamaño, que se presentan en el caso de deficiencia en la ingestión o absorción inadecuada de cobalto, B12 y ácido fólico. Las células salen de tamaño mayor que el normal porque se suspende las divisiones en la médula ósea (Vargas, 2007).

- ✓ **Microcito.** Los eritrocitos son más pequeños que lo normal. Este fenómeno está relacionado con la deficiencia de cobre, hierro, piridoxina y riboflavina (Vargas, 2007).

- ✓ **Normocito.** Se da este nombre a los eritrocitos que tienen un diámetro normal (Vargas, 2007).

- ✓ **Cuerpos de Heinz:** Son masas intraeritrocíticas de hemoglobina desnaturalizada que empujan hacia adelante la membrana del eritrocito. Su forma es irregular y tienen el aspecto de gránulos refringentes cuando se encuentran ligeramente fuera del foco, por lo que también se conocen como cuerpos refringentes (Vargas, 2007).

- ✓ **Daño oxidativo:** Puede afectar a los eritrocitos al menos de tres formas: la oxidación del hierro del grupo hem, la desnaturalización de la parte proteica (globina) de la hemoglobina (cuerpo de Heinz) y la oxidación de las proteínas que atraviesan o están unidas a la membrana (Vargas, 2007).

Inmadurez eritrocitaria:

- ✓ **Eritrocitos nucleados:** Eritrocito joven en su estado nucleado inmaduro (Vargas, 2007).

- ✓ **Policromatófilos:** Son eritrocitos inmaduros con mayor afinidad eritrocítica hacia el colorante debido a residuos de ARN. Presentes en anemias regenerativas como consecuencia del incremento de la actividad eritropoyética. Son generalmente más grandes que los eritrocitos maduros (Vargas, 2007).

- ✓ **Reticulocitos:** Son eritrocitos inmaduros con ARN residual y restos mitocondriales (puntos basófilos). Se observan con azul de cresil. Presentes en anemias regenerativas (Vargas, 2007).

- ✓ **Metarrubricitos:** Son eritrocitos inmaduros nucleados con cromatina condensada. Presente en anemias regenerativas (Vargas, 2007).

- ✓ **Cuerpos de Howell-Jolly:** Son remanentes nucleares de forma redonda, que se tiñen de color púrpura o morado intenso, de tamaño pequeño, de localización excéntrica (Vargas, 2007).

1.3. Valores de referencia

Chú (2012), reporta valores hematológicos referenciales para caninos, trabajo realizado en caninos de distinta edad, sexo y raza de la ciudad de Trujillo, Perú (Tabla 1).

Tabla N ° 1: Valores referenciales, Chú Barreno (2012).

Eritrocitos (mm³)	5.8 – 7.6 x10 ⁶	
Hematocrito (%)	30 – 50	
Hemoglobina (g/ 100ml)	11.68 – 15.26	
Índices corpusculares	VCM (μ ³)	58.6 – 61.6
	CHCM (%)	32.52 – 34.14
Leucocitos	7.1 – 11.9 x 10 ³ / mm ³	
	Abastoados	0.2 – 3.4% 0 - 400
	Segmentados	69.1 – 84.3% 5000 – 7000
	Eosinófilos	0.1 – 5.1% 0 – 500
	Basófilos	00 – 00
	Linfocitos	9.6 – 23.2% 700 – 2500
	Monocitos	0.9 – 4.3% 0 - 400

1.4. Grados de hidratación en caninos

La administración de fluidos es fundamental para mantener y restablecer la homeostasis del organismo. Es además indispensable reconocer en dicho paciente las diversas alteraciones en los fluidos, electrolitos además de determinar los diferentes grados de deshidratación.

Tabla N° 2:

GRADO DE HIDRATACIÓN	CARACTERISTICAS	PRUEBA DEL PELLISCO
Menos de 5%	No se puede detectar	-
5 - 6%	Ligera pérdida de elasticidad de la piel	2 – 4 seg.
6 - 10%	La piel tarda en recuperar su posición normal. Las mucosas comienzan a estar secas. Ligero hundimiento de los glóbulos oculares.	6 – 10 seg.
10 - 12%	La piel no recupera su posición normal. Mucosas secas. Hundimiento de los glóbulos oculares. Puede haber indicios de shock.	12 – 15 seg
12 – 15 %	El animal está en shock hipovolémico	20 – 45 seg

(Barr, 1998).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

1.5. UBICACIÓN

El trabajo de investigación se llevó a cabo en el distrito, provincia y región de Cajamarca, en el Laboratorio de Fisiología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, cuyas características meteorológicas son¹:

ALTITUD	: 2536 msnm
LATITUD	: 7° 10' 03" S
LONGITUD	: 78° 29' 35" W
PRECIPITACIÓN PLUVIAL	: 801 mm (promedio anual)
HUMEDAD RELATIVA	: 68.92% (promedio anual)
TEMPERATURA	: MAX. 22.9° C
	MIN. 6.7° C

¹Fuente: Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología (SENAMHI) – Estación Agro meteorológica "AUGUSTO WEBERBAUER" – 2011.

1.6. MATERIALES

A. Material biológico

Para el presente estudio se utilizó 10 caninos positivos a parvovirus, cuyas características serán las siguientes: menores de 6 meses de edad, independientemente de la raza o sexo. Se tomó en cuenta la sintomatología clínica presente en el animal para realizar la prueba de inmunoensayo cromatográfico.

Este estudio se realizó en el Laboratorio de Fisiología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca.

B. Material para la Extracción de Sangre

- Guantes
- Tubos edta
- Jeringas
- Alcohol 70°
- Algodón hidrofílico
- Gradillas

C. Material para diagnóstico de parvovirus canino

- kits de inmunocromatografía²

²BIONOTE, INC.® 2-9, Seogu-dong, Hwaseong-siGyeonggi-do, Korea 445-170. Web: www.bionote.co.kr

D. Material de laboratorio

Material de vidrio

- Tubos capilares
- Láminas porta y cubreobjetos

Equipos

- Microscopio Binocular con fuente de luz incorporado³
- Reloj

Reactivos

- Solución Hemacolor⁴

E. Material de Escritorio

- Papel
- Lápiz
- Lapiceros
- Lápiz marcador
- Cuaderno de notas
- Folder manila
- Computadora
- Impresora

F. Otros

- Soguillas de sujeción
- Estetoscopio
- Termómetro

³Leica, Galen III, Microsystems.Alemania.

⁴Hemacolor®,Merk.Alemania.

1.7. METODOLOGÍA

TEST DE UN PASO PARA EL ANTÍGENO DEL PARVOVIRUS CANINO

■ Principios

El Kit del Test Rápido Anigen para CPV Ag es un inmunoensayo cromatográfico para la detección cualitativa del antígeno del Parvovirus Canino en las heces caninas.

El Kit del Test Rápido Anigen para CPV Ag presenta las letras "T" y "C" como línea del test y línea de control, respectivamente, en la superficie del dispositivo. La línea del test y la línea de control no aparecen en la ventana de resultados antes de aplicar las muestras. La línea de control se usa para procedimiento de control y debe aparecer en todo momento si el procedimiento del test se está realizando correctamente. Y los reactivos de control del test están funcionando bien. En la ventana de resultados aparecerá una línea del test de color púrpura si existe suficiente antígeno de Parvovirus en la muestra.

En la banda del test, se utilizan anticuerpos de Parvovirus Canino especialmente seleccionados como materiales de captura y como materiales de detección. Ello permite al Kit del Test Rápido Anigen para CPV Ag identificar con un alto grado de exactitud el antígeno de Parvovirus Canino en heces caninas.

■ **Recolección y Preparación de Muestras**

- 1) Para este test, deben usarse muestras de heces caninas.
- 2) Las muestras deben someterse al test inmediatamente se recolecten.

■ **Procedimiento del test**

- 1) Recolecte las muestras de heces caninas usando un hisopo.
- 2) Inserte el hisopo en el tubo para muestras que contiene 1 ml de diluyente de la prueba.
- 3) Mezcle las muestras de hisopos con el diluyente de la prueba en el pozo de extracción.
- 4) Extraiga el dispositivo del test de las bolsas de papel aluminio y colóquelo en una superficie plana y seca.
- 5) Usando el gotero desechable provisto, recoja las muestras del tubo de muestras donde se extrajeron y mezclaron.
- 6) Agregue cuatro (4) gotas en el orificio de la muestra usando el gotero desechable.

El diluyente mezclado de la prueba debe agregarse con exactitud, de manera lenta, gota a gota.

- 7) Al iniciar a funcionar el test, se verá el color púrpura moverse en la ventana de resultados en el centro del dispositivo del test. Si transcurrido 1 minuto, no se observa la migración, agregue una gota más del diluyente mezclado de la prueba al pozo de la muestra.

8) Para mejores resultados, realice el test en 5 muestras de heces diarreicas en el criadero.

9) Interprete los resultados del test en 5 - 10 minutos. No los interprete después de 20 minutos.

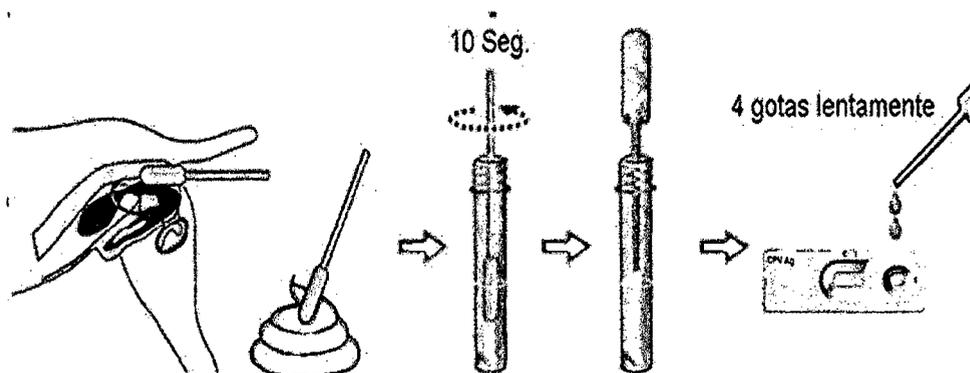


Figura 1. Ilustración de la secuencia del procedimiento del test.

■ Interpretación del test

En la sección izquierda de la ventana de resultados aparecerá una banda de color para indicar que el test está funcionando correctamente; es la banda de control. La sección derecha de la ventana de resultados indica los resultados del test. Si aparece una banda de color diferente en la sección derecha de la ventana de resultados, es la banda del test.

OBTENCIÓN DE SANGRE PARA REALIZAR HEMOGRAMA

Para la obtención del hemograma se utilizó sangre periférica, preferentemente de la punción de la vena cefálica. Luego se pasó la sangre obtenida desde la jeringa a un tubo con anticoagulante EDTA (tubo de tapa morada) ya que es el que preserva en mejor estado las células sanguíneas; al ser transferida la muestra, se quitó la aguja de la jeringa para evitar la hemólisis de la muestra y luego, el tubo se agitó con suavidad para la mezcla de la sangre con el anticoagulante.

Toma de muestra, frotis sanguíneo y coloración:

La sangre se recogió por capilaridad en un tubo capilar heparinizado.

De este capilar se colocó una gota de sangre en un portaobjetos y se realizó una extensión (Figura 2) se dejó que seque para luego colorear.

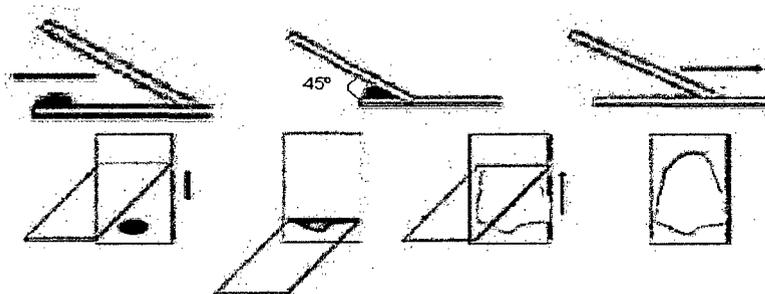


Figura 2: Frotis de sangre.

Coloración de hemacolor

Fundamento

El típico color de los núcleos celulares, mayoritariamente rojo púrpura, se basa en la interacción molecular entre eosina y un complejo azul B – ADN.

Ambos colorantes forman el complejo. La intensidad de la coloración depende del contenido de azul B y de la relación entre azul B y eosina amarilla. El resultado de tinción puede ser influido por diferentes factores como el valor del pH de la solución tampón, las sustancias tampón (amortiguadores), el tiempo de tinción y la fijación.

1.8. DISEÑO ESTADÍSTICO

Se realizó un análisis estadístico analítico descriptivo por lo tanto los datos obtenidos en el proyecto, se presentó en tablas y/o gráficos e imágenes digitalizadas.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

Total de muestras procesadas (Tabla 3) utilizando el kit de inmunoensayo cromatográfico para diagnóstico de parvovirus canino.

Tabla N° 3: Resultados del kit de inmunoensayo cromatográfico a Parvovirus canino.

Caso N°	Resultado
1	+
2	+
4	+
5	+
6	+
7	+
8	+
10	+
11	+
12	+

Los resultados obtenidos del estudio hematológico de la serie roja dieron como resultado 3 casos de anemia (3, 5 y 6) y uno de policitemia (9) (Tabla 4).

Tabla N° 4: Valores eritrocíticos obtenidos del estudio de las muestras.

N° Caso	Serie roja				
	Eritrocitos (mm ³)	Hb (g/100ml)	Hto (%)	VCM (μ ³)	CHGM (%)
1	5630000	12.3	37	65.72	33.24
2	6830000	14.2	43	62.96	33.02
3	4770000	11.6	34	71.28	33.14
4	6500000	12.4	38	58.46	32.63
5	2920000	7.2	22	75.34	32.73
6	4006000	8.1	25	62.41	32.4
7	6982000	14.5	44	63.02	32.95
8	6431000	12.5	38	59.09	32.89
9	7712000	16.2	49	63.54	33.06
10	5800000	12.7	39	67.24	32.56

En la Tabla 5, se observa la clasificación de anemia de acuerdo a su morfología y relacionada con algunos signos observados durante la evaluación clínica, sin tomar en cuenta el caso del animal N° 9 que presentó una policitemia relativa.

Tabla N° 5: Presencia de anemia y cambios morfológicos eritrocitarios de los animales en estudio.

N° caso	Anemia			
	Presencia	Clasificación morfológica	Inmadurez y/o malformaciones	Observaciones
1	NO			Diarrea, vómitos, deshidratación 5 – 6%
2	NO			Diarrea y vómitos
3	SI	Macroscítica normocrómica	Anisocitosis + Ovalocito Crenación	Presencia de diarrea sanguinolenta profusa, vómitos
4	NO		Anisocitosis +	Diarrea y vómitos
5	SI	Macroscítica normocrómica	Anisocitosis + Hipocromacia +++	Presencia de diarrea sanguinolenta y vómito
6	SI	Macroscítica hipocrómica	Anisocitosis ++ Corpúsculo de Howell-Jolly	Presencia de diarrea sanguinolenta y vómito
7	NO			Diarrea y vómitos
8	NO			Diarrea y vómitos
9	NO			Diarrea, vómitos y deshidratación 6 – 8%
10	NO			Diarrea y vómitos

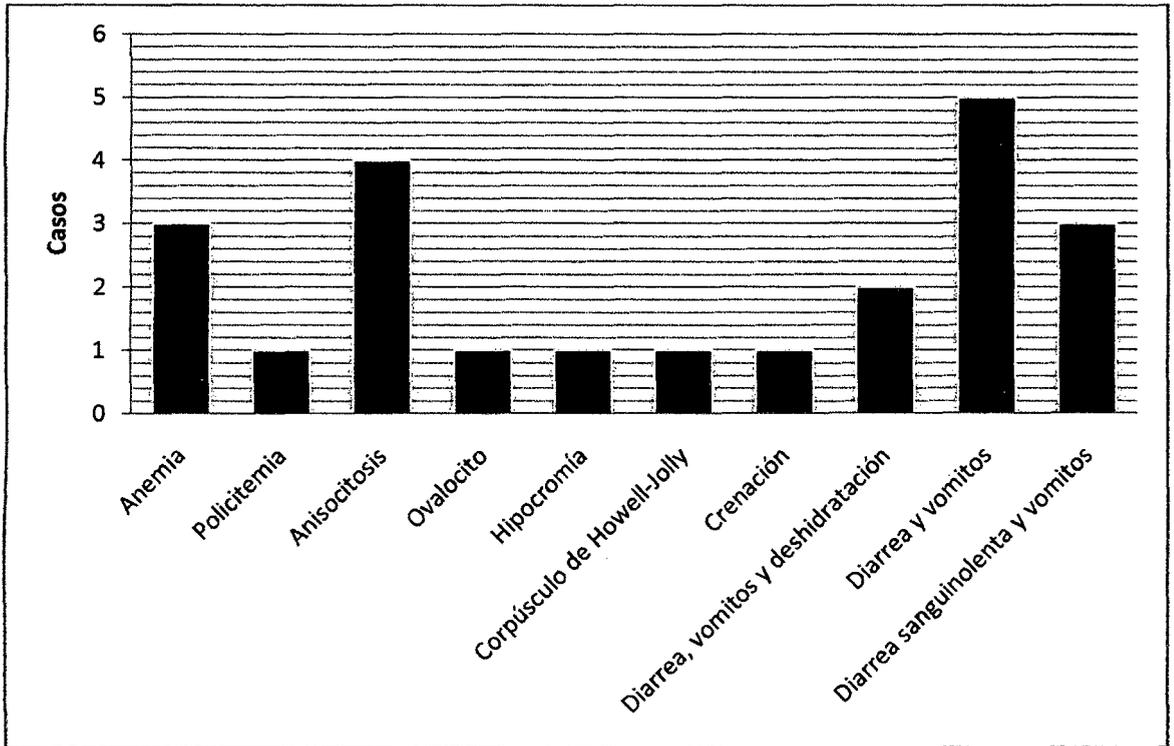
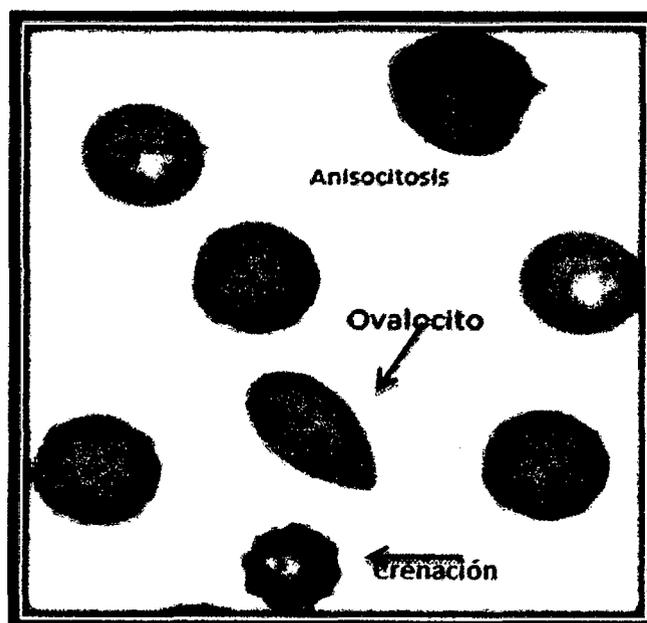
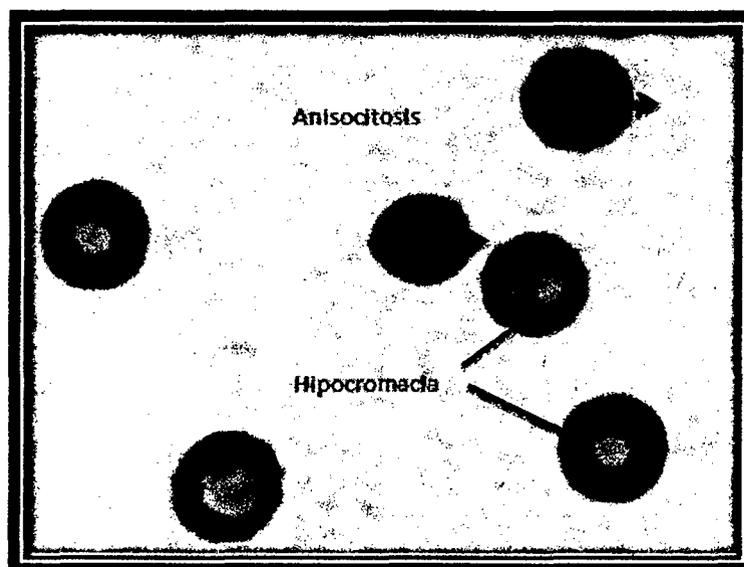


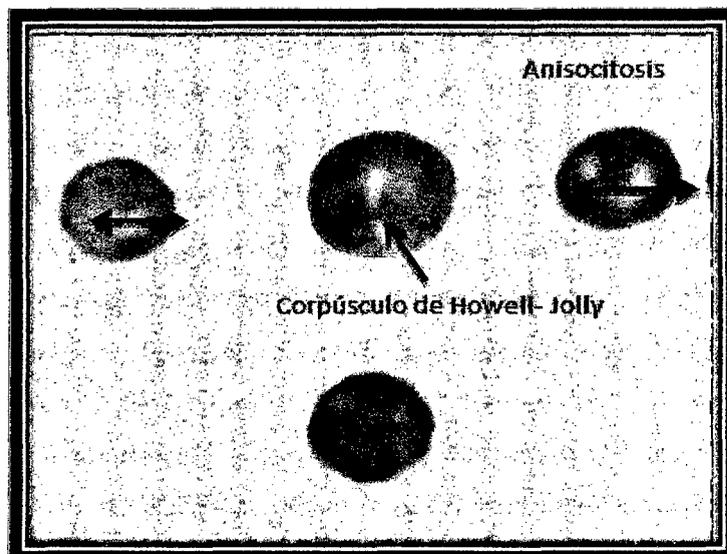
Gráfico 1. Cambios morfológicos eritrocitarios y observaciones de los animales en estudio.



Microfotografía 1: Extendido de sangre de un perro, se observó Anisocitosis, presencia de Ovalocito y crenación. Aumento 1000x. Tinción Haemacolor. Caso n° 3.



Microfotografía 2: Extendido de sangre, Hipocromacia marcada y presencia de Anisocitosis. Aumento 1000x. Tinción Haemacolor. Caso n° 5.



Microfotografía 3: Extendido de sangre. Presencia de corpúsculo de Howell-Jolly y Anisocitosis. Aumento 1000x. Tinción Haemacolor. Caso nº 6.

CAPÍTULO V

DISCUSIÓN

De los 10 caninos evaluados clínicamente y con diagnóstico presuntivo de parvovirus canino se sometieron a la prueba de inmunoensayo cromatográfico (Tabla 3). El diagnóstico clínico de parvovirus canino es relativamente fácil de realizar ya que la anamnesis y los antecedentes epidemiológicos nos permiten presumir la presencia de este patógeno.

Sin embargo, aunque parvovirus es el principal agente infeccioso de gastroenteritis en cachorros, otros patógenos han sido encontrados en caso de diarrea como es el coronavirus canino, y problemas de coccidiosis (Juárez, 2011). El inmunoensayo debido a su elevada sensibilidad (98%) y especificidad (100%) nos reportaron resultados de mayor confiabilidad.

De acuerdo a lo observado en la Tabla 5, sólo presentaron anemia macrocítica normocrómica el 20% y el 10% anemia macrocítica hipocrómica de los caninos en estudio y malformaciones eritrocitarias 3 de ellos, los cuales coincidentemente presentaron signos de diarrea sanguinolenta y vómitos, sin presencia de deshidratación evidente; estas malformaciones fueron, principalmente, anisocitosis, corpúsculos de Howell-Jolly, ovalocito e hipocromasía, alteraciones que nos indican cuadros de anemia regenerativa. Además hubo presencia de crenación. El 60% de los casos se encuentra dentro del rango de referencia, debido posiblemente a que los pacientes no tuvieron diarrea sanguinolenta, ni presentaron deshidratación a pesar de los vómitos y diarrea que se debería a un periodo comprendido entre 72 - 96 horas (Juarez, 2011). El caso del canino con policitemia relativa (10%) se debería a una deshidratación de grado 6 - 8% mucho más fuerte que en el caso del canino N° 1 que presentó una deshidratación de grado 5 - 6%.

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES

Bajo las condiciones de este estudio se llega a lo siguiente:

- ❖ Hubo cambios cuantitativos en caninos con parvovirus en el número total de eritrocitos.
- ❖ Se comprobó la presencia de malformaciones eritrocitarias: anisocitosis, corpúsculos de Howell-Jolly, hipocromasía y ovalocitos.

CAPÍTULO VII

BIBLIOGRAFÍA

Barr, C. S. 1998. Aspectos clínicos de la enteritis viral canina. Nuevos aproximamientos en: Proceedings of XXIII Congress of the World Small Animal Veterinary Association, California, USA. Octubre de 1998. P. 35 – 37.

Chú Barreno, J. 2012. “Valores Hematológicos Referenciales en Caninos (*Canis lupus familiaris*) de la Ciudad de Trujillo, Región La Libertad”.

Del Castillo, M. y Díaz, A. 2007. Urgencias digestivas multimédicas. Ediciones veterinarias. España. P 165 – 175.

Escalante, H.; Benites, S.; Castañeda, A.; Huamanchay, O.; Iglesias, M. y Díaz, E. 2001. Estandarización y validación de la inmunocromatografía para el diagnóstico de la teniasis a través de la detección de coproantígenos. Revista peruana. P 57 – 62.

García, I. 2007. Manejo clínico de la parvovirus canina en urgencias. Revista Complutense de Ciencias Veterinarias, p 510 – 51.

Hurtado Hernández, Daniela. 2012. Nueva perspectiva de la parvovirus canina en el sur del Valle de Aburra. Tesis Antioquia, Colombia, Universidad Lasallista. P 19 – 26. Disponible en:
http://repository.lasallista.edu.co/dspace/bitstream/10567/690/1/NUEVA_PERSPECTIVA_PARVOVIRUS_CANINO_SUR_VALLEDEABURRA.pdf.

Juárez Flores, Aldo. 2011. Cambios Hematológicos en perros positivos a parvovirus canino. Tesis (Médico Veterinario). México, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. p 13-34. Disponible en: <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/2011/Abril/cambios%20hematologicos%20en%20perros%20positivos%20a%20parvovirus%20canino.pdf>

Sherding, G. R. 1994. Virus intestinales. En: Birchard y Sherding. Manual clínico de pequeñas especies. Vol. 1. Ed. Mac-Graw-Hill. Interamericana. México. P. 129 – 133.

Vargas Mondragón, Rosa L. 2007. Patología Clínica Veterinaria. 1 ed. Universidad Nacional Autónoma de México. P 35 – 37. Disponible en: <http://books.google.com.pe/books?id=CkBbyoBNnWcC&pg=PA35&dq=eritrocitos+en+caninos&hl=es-419&sa=X&ei=RlyLUoD3A5HLkQeJyYHwBw&ved=0CC4Q6AEwAA#v=onepage&q=eritrocitos%20en%20caninos&f=false>

ANEXO

ANEXO 01

HEMACOLOR® TINCIÓN RÁPIDA DE FROTIS SANGUÍNEOS

- **Principio**

El típico color de los núcleos celulares, mayoritariamente rojo púrpura, se basa en la interacción molecular entre eosina y un complejo azul B – ADN.

Ambos colorantes forman el complejo. La intensidad de la coloración depende del contenido de azul B y de la relación entre azul B y eosina amarilla. El resultado de tinción puede ser influido por diferentes factores como el valor del pH de la solución tampón, las sustancias tampón (amortiguadores), el tiempo de tinción y la fijación.

- **Material**

Frotis de sangre y de medula ósea, material clínico en citología, como sedimento urinario, esputo, FNAB biopsia por aspiración con aguja fina), imprints, soluciones de lavado.

- **Reactivos**

Composición del kit de tinción:

Art. Nro. 1.11674.0001 Hemacolor® kit de tinción 3 x 100 ml, 3 tabl.
Tampón pH 7,2

Art. Nro. 1.11661.0001 Hemacolor® kit de tinción 3 x 500 ml, 6 tabl.
Tampón pH 7,2

- **Reactivos sueltos**

En lugar del kit 1.11661.0001 y 1.11674.0001 puede utilizarse también una combinación de los siguientes reactivos:

Art. Nro. 111955 Hemacolor® solución 1, solución fijadora 2,5l

Art. Nro. 111956 Hemacolor® solución 2, reactivo de coloración rojo 2,5l

Art. Nro. 111957 Hemacolor® solución 3, reactivo de coloración azul 2,5l

Art. Nro. 109468 tabletas tampón pH 7,2 según Weise 1 envase (100 tabl.)

- **Preparación**

Disolver agitando 1 tableta tampón en 1l de agua destilada.

- **Técnica**

Frotis secados al aire.

a) El frotis seco se sumerge en la solución fijadora 6 veces con un intervalo dentro de la solución de un segundo.

b) Luego se sumerge tres veces por un segundo cada uno en la solución de eosina.

c) Se retira el excedente con papel absorbente, y se sumerge en la tinción de azul de metileno por 6 veces con un segundo de tiempo.

d) Finalmente se enjuaga con agua destilada de un pH de 7.0 para eliminar el excedente de la tinción.

e) Se deja en un plano inclinado para secar.

- **Cubeta**

Tinción	Tiempo
Hemacolor® solución 1	5 x 1 s
Hemacolor® solución 2	3 x 1 s
Hemacolor® solución 3	6 x 1s
Solución tampón pH 7,2	2 x 10s

Secar

- **Tinción en el Aparato Automático de tinción**

Tinción	Tiempo	Estación	DIP
Hemacolor® solución 1	30s	1	on
Hemacolor® solución 2	6s	2	on
Hemacolor® solución 3	4s	3	on
Solución tampón pH 7,2	10s	4	on
Lavar	10s	5	on
Secar	3min	6	-

- **Resultado**

Núcleos	rojo a violeta
Linfocitos	plasma azul
Monocitos	plasma mayoritariamente azul paloma
Granulocitos	
Neutrófilos	gránulos violeta claro
Eosinófilos	gránulos rojo ladrillo a pardo rojizo
Basófilos	gránulos violeta oscuro a negro
Trombocitos	violeta
Eritrocitos	rojizo

ANEXO 02

ÍNDICES HEMATIMÉTRICOS

Benjamín (1990), manifiesta que los índices eritrocíticos definen el tamaño y el contenido de hemoglobina del eritrocito de valores obtenidos por la cuenta eritrocítica, la concentración de hemoglobina y el hematocrito; estos índices son obtenidos mediante cálculos matemáticos y son los siguientes:

A. Volumen Corpuscular Medio (VCM): Expresa el volumen promedio del eritrocito individual, es una forma de calcular el tamaño del eritrocito, y se calcula con la siguiente fórmula:

$$\text{VCM} = \frac{\text{VGA} \times 10}{\text{N}^\circ \text{ eritrocitos (millones/microlitro)}}$$

El resultado expresa el volumen medio del eritrocito en fentolitros (fl.)

B. Concentración de Hemoglobina Corpuscular Media (CHCM): Es la concentración de hemoglobina en el eritrocito promedio o la proporción del peso de la hemoglobina y el volumen en el cual está contenido; se calcula con la siguiente fórmula:

$$\text{CHCM} = \frac{\text{Hemoglobina (g/dl)} \times 100}{\text{VGA}}$$

El resultado se expresa en gramos por decilitro (g/dl)

ANEXO 03

KIT DEL TEST RÁPIDO ANIGEN PARA CPV AG

■ Principios

El **Kit del Test Rápido Anigen para CPV Ag** es un inmunoensayo cromatográfico para la detección cualitativa del antígeno del Parvovirus Canino en las heces caninas.

El Kit del Test Rápido Anigen para CPV Ag presenta las letras "T" y "C" como línea del test y línea de control, respectivamente, en la superficie del dispositivo. La línea del test y la línea de control no aparecen en la ventana de resultados antes de aplicar las muestras. La línea de control se usa para procedimiento de control y debe aparecer en todo momento si el procedimiento del test se está realizando correctamente. Y los reactivos de control del test están funcionando bien. En la ventana de resultados aparecerá una línea del test de color púrpura si existe suficiente antígeno de Parvovirus en la muestra.

En la banda del test, se utilizan anticuerpos de Parvovirus Canino especialmente seleccionados como materiales de captura y como materiales de detección. Ello permite al Kit del Test Rápido Anigen para CPV Ag identificar con un alto grado de exactitud el antígeno de Parvovirus Canino en heces caninas.

■ Materiales suministrados (10 tests por kit)

- 1) Diez (10) Test (cassettes) del Kit Rápido Anigen para CPV Ag
- 2) Diez (10) Tubos para muestras que contienen buffer del diluyente de la Prueba
- 3) Diez (10) Hisopos para recolección de muestras
- 4) Diez (10) Goteros desechables
- 5) Una (1) hoja de Instrucciones de Uso

■ Precauciones

- 1) Exclusivamente para uso de diagnóstico veterinario.
- 2) Para mejores resultados, se requiere seguir estrictamente las instrucciones.
- 3) Todas las muestras deben manipularse como material potencialmente infeccioso.
- 4) No abra ni extraiga el kit del test de sus bolsas individualmente selladas herméticamente hasta inmediatamente antes de usarlas.
- 5) No use el kit del test si la bolsa está dañada o el sello hermético está roto.
- 6) No re-utilice el kit del test.
- 7) Todos los reactivos deben estar a temperatura ambiente antes de efectuar la prueba.
- 8) No use los reactivos después de la fecha de vencimiento marcada en la etiqueta.
- 9) Los componentes de este kit han sido sometidos a prueba de control de calidad como unidad de lote estándar. No mezcle componentes de diferentes números de lote.

■ Almacenamiento y Estabilidad

El kit se puede conservar a temperatura ambiente (2~30°C) o refrigerado. El kit del test estable hasta la fecha de vencimiento que aparece marcada en la etiqueta del empaque. **NO CONGELE EL KIT.** No se almacene bajo la luz solar directa.

■ Recolección y Preparación de Muestras

- 1) Para este test, deben usarse muestras de heces caninas.
- 2) Las muestras deben someterse al test inmediatamente se recolecten.

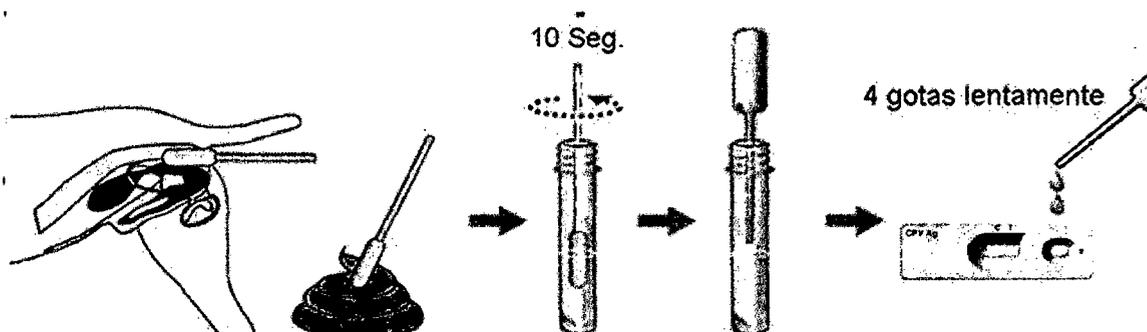
■ Procedimiento del test

- 1) Recolecte las muestras de heces caninas usando un hisopo.
- 2) Inserte el hisopo en el tubo para muestras que contiene 1 ml de diluyente de la prueba.
- 3) Mezcle las muestras de hisopos con el diluyente de la prueba en el pozo de extracción.
- 4) Extraiga el dispositivo del test de las bolsas de papel aluminio y colóquelo en una superficie plana y seca.
- 5) Usando el gotero desechable provisto, recoja las muestras del tubo de muestras donde se extrajeron y mezclaron.
- 6) Agregue cuatro (4) gotas en el orificio de la muestra usando el gotero desechable.

El diluyente mezclado de la prueba debe agregarse con exactitud, de manera lenta, gota a gota.

- 7) Al iniciar a funcionar el test, se verá el color púrpura moverse en la ventana de resultados en el centro del dispositivo del test. Si transcurrido 1 minuto, no se observa la migración, agregue una gota más del diluyente mezclado de la prueba al pozo de la muestra.
- 8) Para mejores resultados, realice el test en 5 muestras de heces diarreicas en el criadero.
- 9) Interprete los resultados del test en 5 ~ 10 minutos. No los interprete después de 20 minutos.

Ilustración de la secuencia del procedimiento del test



■ Interpretación del test

En la sección izquierda de la ventana de resultados aparecerá una banda de color para indicar que el test está funcionando correctamente; es la banda de control. La sección derecha de la ventana de resultados indica los resultado del test. Si aparece una banda de color diferente en la sección derecha de la ventana de resultados, es la banda del test.

1) Resultado negativo

La presencia de una sola banda en la ventana de resultados indica un resultado negativo



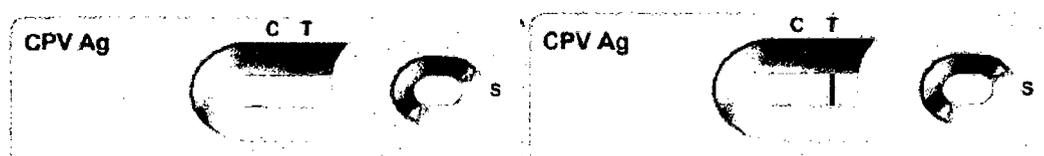
2) Resultado positivo

La presencia de dos bandas a color ("T" y "C") en la ventana de resultados, sin importar cual aparezca primero, indica un resultado positivo.



3) Resultado inválido

Si la banda púrpura no aparece en la ventana de resultados después de haber realizado el test, el resultado se considera inválido. Es posible que no se hayan seguido correctamente las instrucciones o el test pudo haberse deteriorado. Se recomienda volver a realizar el test para esa muestra.



■ Limitaciones del test

Aunque el Kit del Test Rápido para la detección del Antígeno del virus de Parvovirus Canino es muy seguro, puede ocurrir una baja incidencia de resultados falsos. Si se obtienen resultados cuestionables, se deben realizar otras pruebas clínicamente disponibles. Como sucede con todas los tests diagnósticos, un diagnóstico clínico definitivo no debe basarse en los resultados de un solo test, sino que debe formularlo un veterinario después de haber evaluado todos los hallazgos clínicos y de laboratorio. El límite de detección de este test es aproximadamente $10^4.0$ TCID₅₀/0.1ml.

ANEXO 04**Tabla N° 6.** Datos adicionales de los caninos.

CASO N°	NOMBRE	EDAD meses	Sexo
1	Duke	2	Macho
2	Princesa	3	Hembra
3	Denky	2 ½	Macho
4	Calata	2	Hembra
5	Cuimy	2	Hembra
6	Princesa	2	Hembra
7	Hosh	3	Macho
8	Laica	2 ½	Hembra
9	Jhanna	3	Hembra
10	Shasha	3	Hembra

ANEXO 05

HEMOGRAMA, SERIE BLANCA

Tabla N° 7: Valores leucocíticos obtenidos del estudio de las muestras.

Caso N°	Leucocitos mm ³	Fórmula leucocitaria	Neutrófilos abastoados	Neutrófilos segmentados	Eosinófilos	Basófilos	Monocitos	Linfocitos
1	3800	Relativa	03	79	02	00	00	16
		Absoluta	114	3002	76	00	00	608
2	6950	Relativa	05	76	03	00	00	16
		Absoluta	347.5	5282	208.5	00	00	1112
3	2450	Relativa	04	78	00	00	00	18
		Absoluta	98	1911	00	00	00	441
4	15000	Relativa	04	81	03	00	01	11
		Absoluta	600	12150	450	00	150	1650
5	3950	Relativa	05	73	02	00	01	25
		Absoluta	197.5	2883.5	79	00	39.5	987.5
6	4600	Relativa	05	73	03	00	01	18
		Absoluta	230	3358	138	00	46	828
7	4200	Relativa	02	65	01	00	01	31
		Absoluta	84	2730	42	00	42	1302
8	2500	Relativa	03	79	00	00	00	18
		Absoluta	75	1975	00	00	00	450
9	4100	Relativa	02	78	02	00	00	18
		Absoluta	82	3198	82	00	00	738
10	20000	Relativa	07	87	01	00	00	05
		Absoluta	1400	17400	200	00	00	1000

En la Tabla 8, se observa los cambios leucocitarios, tanto en número total de leucocitos como de los diferentes tipos celulares leucocíticos, apreciándose un 80% de casos con leucopenia y un 20 % de leucocitosis. Los cambios en los tipos celulares se dan mayormente con neutropenia (70%), neutrofilia (20%) y normal (10%); desviación a la izquierda regenerativa (20%) y linfopenia (30%).

Tabla N° 8. Presencia de cambios leucocitarios de los animales en estudio.

N° caso	Leucocitos	Neutrófilos abastoados.	Neutrófilos segmentados	Eosinófilos	Basófilos	Monocitos	Linfocitos
1	Leucopenia	Normal	Neutropenia	Normal	Normal	Normal	Linfopenia
2	Leucopenia	Normal	Normal	Normal	Normal	Normal	Normal
3	Leucopenia	Normal	Neutropenia	Normal	Normal	Normal	Linfopenia
4	Leucocitosis	Desviación a la izquierda	Neutrofilia	Normal	Normal	Normal	Normal
5	Leucopenia	Normal	Neutropenia	Normal	Normal	Normal	Normal
6	Leucopenia	Normal	Neutropenia	Normal	Normal	Normal	Normal
7	Leucopenia	Normal	Neutropenia	Normal	Normal	Normal	Normal
8	Leucopenia	Normal	Neutropenia	Normal	Normal	Normal	Linfopenia
9	Leucopenia	Normal	Neutropenia	Normal	Normal	Normal	Normal
10	Leucocitosis	Desviación a la izquierda	Neutrofilia	Normal	Normal	Normal	Normal

ANEXO 06**MATERIALES****A. MATERIAL BIOLÓGICO**

Fotografía 1. Material biológico listo para la toma de muestra, canino positivo a parvovirus canino.

B. MATERIAL Y EQUIPO DE LABORATORIO**Material de vidrio**

Fotografía 2. Materiales que se usaron para el procesamiento de las muestras de sangre.

Equipos



Fotografía 3. Microscopio Binocular con fuente de luz incorporada.⁵

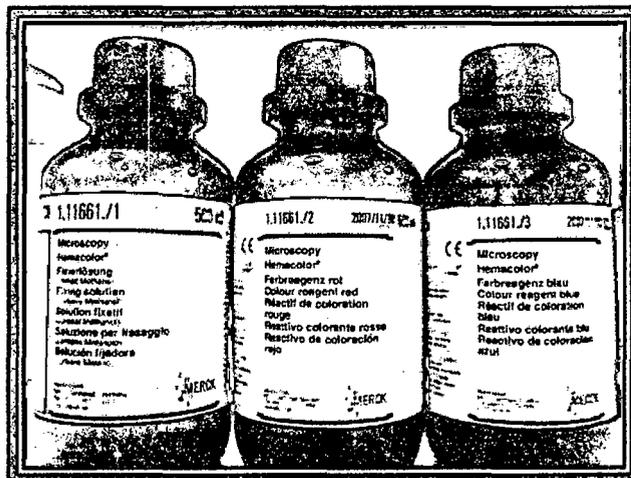


Fotografía 4. Centrífuga para microhematocrito.⁶

⁵© Leica, Galen III, Microsystems. Alemania.

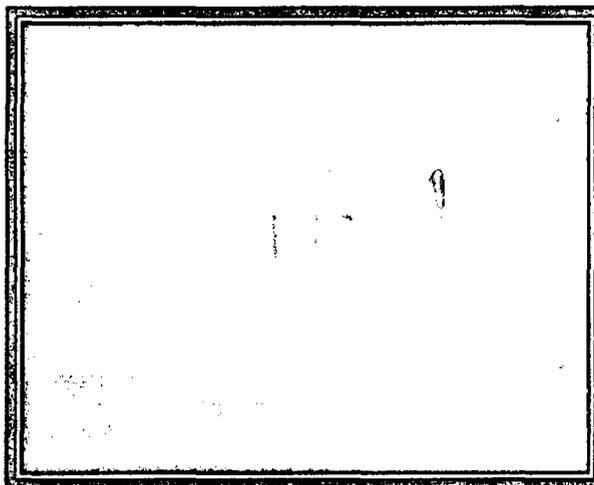
⁶HeraeusHAEMOFUGE Heraeus Christ. Alemania.

Reactivos



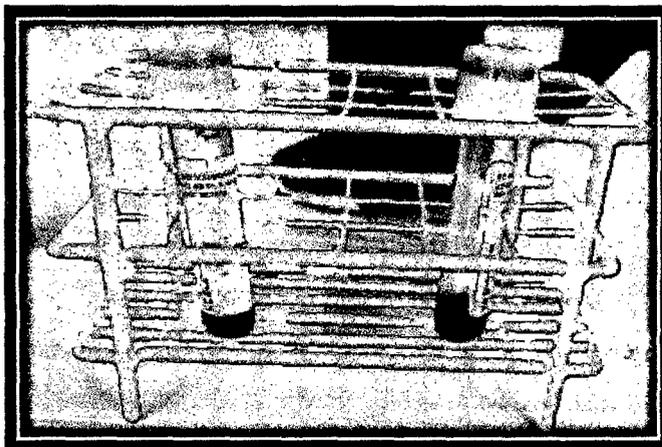
Fotografía 5. Solución Hemacolor⁷

C. METODOLOGÍA

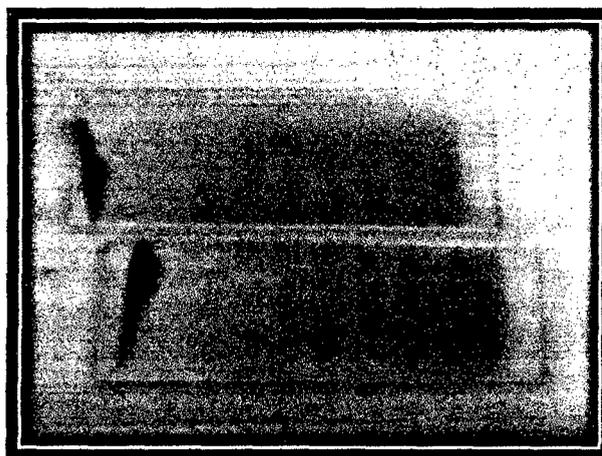


Fotografía 6. Kit de PVC positivo

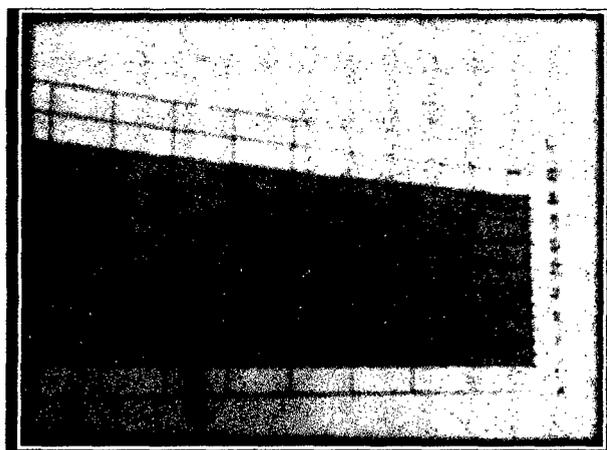
⁷Hemacolor® Merk, Alemania.



Fotografía 7. Se identificó e inmediatamente se realizaron los análisis.



Fotografía 8. Extendido de sangre.



Fotografía 9. Obtención del volumen globular aglomerado.