



UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA
SEDE CUENCA
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**“PREVALENCIA DE PARVOVIRUS EN CANINOS (*Canis lupus familiaris*) MEDIANTE
LA TÉCNICA DE ELISA CUALITATIVA”**

Trabajo de titulación previo a la obtención del
título de Médica Veterinaria Zootecnista

AUTORA: YULLY ALEJANDRA TELLO CORTE

TUTOR: ING. MAURICIO XAVIER SALAS RUEDA, MSc.

Cuenca - Ecuador

2023

**CERTIFICADO DE RESPONSABILIDAD Y AUTORÍA DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN**

Yo, Yully Alejandra Tello Corte con documento de identificación N° 0106712565, manifiesto que:

Soy la autora y responsable del presente trabajo; y, autorizo a que sin fines de lucro la Universidad Politécnica Salesiana pueda usar, difundir, reproducir o publicar de manera total o parcial el presente trabajo de titulación.

Cuenca, 23 de febrero del 2023.

Atentamente,



Yully Alejandra Tello Corte
0106712565

**CERTIFICADO DE CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN A LA UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA**

Yo, Yully Alejandra Tello Corte con documento de identificación N° 0106712565, expreso mi voluntad y por medio del presente documento cedo a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que soy autora del Trabajo experimental: “Prevalencia de parvovirus en caninos (*Canis lupus familiaris*) mediante la técnica de ELISA cualitativa”, el cual ha sido desarrollado para optar por el título de: Médica Veterinaria Zootecnista, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En concordancia con lo manifestado, suscribo este documento en el momento que hago la entrega del trabajo final en formato digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, 23 de febrero del 2023.

Atentamente,



Yully Alejandra Tello Corte

0106712565

CERTIFICADO DE DIRECCIÓN DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Mauricio Xavier Salas Rueda con documento de identificación N° 0603329681, docente de la Universidad Politécnica Salesiana, declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación: “PREVALENCIA DE PARVOVIRUS EN CANINOS (*Canis lupus familiaris*) MEDIANTE LA TÉCNICA DE ELISA CUALITATIVA”, realizado por Yully Alejandra Tello Corte con documento de identificación N° 0106712565, obteniendo como resultado final el trabajo de titulación bajo la opción Trabajo experimental que cumple con todos los requisitos determinados por la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, 23 de febrero del 2023.

Atentamente,



Ing. Mauricio Xavier Salas Rueda, MSc.

0603329681

DEDICATORIA

El presente trabajo lo dedico primeramente a Dios por haberme dado la vida y por permitirme haber llegado a esta etapa de mi vida.

A mi madre que por circunstancias de la vida no ha estado totalmente presente en este proceso, pese a ello ha sido el pilar fundamental y la razón por la que hoy estoy aquí, por haberme brindado su apoyo incondicional, su amor y cariño.

A mis hermanas quienes han sabido guiarme cuando me he equivocado y sobre todo por enseñarme que ante todo la humildad, la educación y el respeto es lo más importante en esta vida. Así mismo quiero dedicar este trabajo a cada una de las personas que me han apoyado durante todo este proceso.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por ser mi guía en el transcurso de mi vida brindándome paciencia y sabiduría para culminar con éxito esta meta. A mi madre por ser mi mayor motivación.

A mis amigas Graciela, Mishell y Fernanda por ser parte significativa de mi vida y haber hecho un papel de una familia, gracias por su apoyo y sobre todo por su amistad.

De igual manera agradecer a mis docentes por todo el apoyo brindado a lo largo de la carrera, de igual manera a mi tutor de tesis por su tiempo y todos los conocimientos transmitidos.

INDICE GENERAL

RESUMEN	13
ABSTRACT.....	14
1. Introducción.....	15
1.1. Problema.....	16
1.2. Delimitación.....	16
1.2.1. Temporal.....	16
1.2.2. Espacial.....	16
1.2.3. Académica.....	17
1.3. Explicación del problema.....	17
1.4. Objetivos	18
1.4.1. General.....	18
1.4.2. Específicos	18
1.5. Hipótesis.....	18
1.5.1. Nula.....	18
1.5.2. Alternativa.....	18
1.6. Fundamento teórico.....	19
2. REVISIÓN, ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL.....	20
2.1. Parvovirus Canino	20
2.2. Etiología.....	20

2.3.	Transmisión y patogénesis	21
2.3.1.	Transmisión.....	21
2.3.2.	Patogenia.....	22
2.4.	Incidencia	24
2.5.	Signos clínicos.....	25
2.6.	Diagnóstico.....	26
2.6.1.	Ensayo de hemaglutinación (HA)	26
2.6.2.	Microscopio de electrones	27
2.6.3.	Aislamiento de CPV	27
2.6.4.	ELISA	28
2.6.5.	Reacción en cadena de la polimerasa.....	28
2.7.	Vacunación.....	29
2.8.	Tratamiento	29
2.8.1.	Objetivos terapéuticos	30
2.9.	Prevención y Control.....	30
2.10.	RESUMEN DEL ESTADO DEL ARTE DEL ESTUDIO DEL PROBLEMA	31
3.	MATERIALES Y METODOLOGÍA	33
3.1.	Materiales	33
3.1.1.	Materiales de Campo	33
3.1.2.	Materiales Químicos.....	34
3.1.3.	Materiales Biológicos	34

3.2. Metodología	34
3.3. Proceso de la investigación	35
3.3.1. Selección de los animales.....	35
3.3.2. Recolección de la muestra.....	35
3.3.3. Procedimiento del Test	35
3.4. Diseño Experimental.....	36
3.5. Análisis Estadístico	36
3.6. Tamaño de la muestra.....	36
3.7. Operación de variables	37
3.7.1. Variable Independiente (Animales).....	37
3.7.2. Variable Dependiente (Prueba de Elisa).....	37
3.8. Consideraciones Éticas.....	38
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	39
4.1. Prevalencia Total.....	39
4.2. Prevalencia según el sexo.....	40
4.3. Prevalencia según la edad	41
4.4. Prevalencia según la condición Corporal	42
4.5. Prevalencia por Hábitat	43
4.6. Prevalencia por interacción con otros animales	44
4.7. Prevalencia según la Raza	45
4.8. Prevalencia por vacunación.....	46

6. RECOMENDACIONES	48
7. BIBLIOGRAFÍA.....	49
8. ANEXOS.....	56

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación espacial de la limitación del cantón Gualaceo.	17
Figura 2. Toma de constantes fisiológicas a paciente clínicamente enfermo.	56
Figura 3. Paciente positivo hospitalizado para tratamiento.	56
Figura 4. Prueba Positiva a PVC.	57
Figura 5. Prueba Negativa a PVC.	57
Figura 6. Hoja de Registro utilizada para obtención de datos.	58
Figura 7. Base de Datos de todos los pacientes muestreados.	59
Figura 8. Prevalencia según edad mediante el método de ELISA Cualitativa.	61
Figura 9. Prevalencia según la raza mediante el método de ELISA cualitativa.	62

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Materiales del Campo	33
Tabla 2 . Materiales Químicos	34
Tabla 3. Materiales Biológicos	34
Tabla 4. Variables Independientes (Perros).....	37
Tabla 5. Variable Dependiente (Prueba de Elisa).....	37
Tabla 6. Prevalencia total de Parvovirus mediante el método de ELISA cualitativa	39
Tabla 7. Prevalencia según el sexo mediante el método de ELISA cualitativa.....	40
Tabla 8. Prevalencia según edad mediante el método de ELISA cualitativa	41
Tabla 9. Prevalencia según la condición corporal mediante el método de ELISA cualitativa	42
Tabla 10. Prevalencia por hábitat mediante el método de ELISA cualitativa	43
Tabla 11. Prevalencia por interacción con otros animales mediante el método de ELISA cualitativa	44
Tabla 12. Prevalencia por vacunación mediante el método de ELISA cualitativa.....	46

RESUMEN

El presente trabajo de investigación tuvo como objetivo determinar la prevalencia de Parvovirus canino en pacientes clínicamente enfermos, esta investigación se realizó en las clínicas veterinarias del cantón Gualaceo, para lo cual se recolectó 100 muestras para evaluar la prevalencia de Parvovirus canino, mediante el uso de la prueba rápida del antígeno para CPV Ag para identificar la enfermedad en base a: edad, sexo, raza, vacunación, condición corporal, hábitat e interacción con otros animales, y así poder proporcionar medidas preventivas ante la presencia del parvovirus, obteniendo una prevalencia de 73 % (73/100) de muestras positivas para Parvovirus Canino mientras que el 27% (27/100) fueron negativas. De los 73 caninos positivos, 38 fueron machos lo cual representó un 52,05% (38/73) y 35 hembras con un 47,95% (35/73), de acuerdo a la edad entre 2 a 3 meses se encontró 65,40 % (48/73), en edades de 4 meses 21,92 % (16/73), 5 meses 10,96 % (8/73) y 6 meses 1,37 % (1/73). La raza con mayor prevalencia fue la mestiza con casos positivos correspondiente al 43,84% (32/73) en lo que hace referencia a la vacunación el 52% (38/73) de los caninos no presentaban vacunas. Según la condición corporal la mayor prevalencia se encontró en el rango de 2/5 correspondiente al 58,90% (43/73), en cuanto a la interacción con otros animales se encontró un 75,34% (55/73) de canes positivos y según el hábitat el 64,38% (47/73) pertenecen al sector urbano.

ABSTRACT

The objective of this research work was to determine the prevalence of canine parvovirus in clinically ill patients, this research was conducted in veterinary clinics in the canton of Gualaceo, for which 100 samples were collected to assess the prevalence of canine parvovirus, using the rapid test for CPV Ag antigen to identify the disease based on: age, sex, breed, vaccination, body condition, habitat and interaction with other animals, and thus be able to provide preventive measures in the presence of parvovirus, obtaining a prevalence of 73% (73/100) of positive samples for Canine Parvovirus while 27% (27/100) were negative. Of the 73 positive canines, 38 were males which represented 52.05% (38/73) and 35 females with 47.95% (35/73), according to the age between 2 to 3 months 65.40% (48/73), in ages of 4 months 21.92% (16/73), 5 months 10.96% (8/73) and 6 months 1.37% (1/73). The breed with the highest prevalence was the mongrel with positive cases corresponding to 43.84% (32/73). Regarding vaccination, 52% (38/73) of the canines were not vaccinated. According to body condition, the highest prevalence was found in the range of 2/5 corresponding to 58.90% (43/73), in terms of interaction with other animals, 75.34% (55/73) of positive dogs were found and according to habitat, 64.38% (47/73) belonged to the urban sector.

1. Introducción

El Parvovirus canino tipo 2 (PVC-2) es una de las causas más importantes que provocan mortalidad en cachorros. Esta infección viral de gran distribución mundial se encuentra estrechamente relacionada con el virus de la panleucopenia felina (VPF). El PVC-2 es el responsable de la enteritis parvoviral clásica, la que por lo general ocasiona signos a los 5-15 días de infectar al animal a través de la vía oro-fecal, con la invasión y destrucción preferencial de las células progenitoras de médula ósea y epitelio de las criptas intestinales. (Hurtado y Báez, 2015)

Según la American Veterinary Medical Association (AVMA, 2009), el parvovirus canino tipo 1 (PVC-1) o virus diminuto del perro se aisló por primera vez en USA en 1968, desde heces de un perro normal. El PVC-1 produce infecciones sin signos clínicos. El PVC-2 produce miocarditis y enteritis fatal. Se detectó por primera vez en cachorros con diarrea en Texas USA, en 1977. Estudios serológicos retrospectivos parecen indicar que lo más probable es que el primer caso de Parvovirus canino se produjo en Grecia en 1974.

A fines de 1978, se empezaron a observar brotes severos de gastroenteritis en perros de USA. Canadá y Australia, en 1979 se aisló el PVC-2 en la ciudad de México. En Chile el PVC-2 se aisló y tipificó en 1981. Los primeros casos de enteritis hemorrágica se observaron en el área sur de Santiago en 1980. Pareciera ser que las infecciones inaparentes en perros pudieron haber estado presentes por muchos años y que factores, aún no bien determinados, precipitaron la enfermedad. (Yapur, 2011).

El tratamiento continúa siendo la restauración de los electrolitos vía intravenosa, para evitar la deshidratación, y el suministro de antibióticos en un ambiente supervisado por un profesional. El contagio es vía oral y el virus es liberado al ambiente por las heces de los perros enfermos. Si no se hace y el cachorro pierde de pronto el apetito y presenta fiebre, hay que estar alerta. Quizás a continuación padezca de diarrea y vómitos crónicos, difíciles de controlar.

Es muy probable que se esté ante los síntomas del parvovirus canino. Durante los primeros dos meses de vida los cachorros, todavía protegidos con los anticuerpos recibidos de la madre, se muestran juguetones, activos y visiblemente sanos. Este es el momento en el que debería comenzarse el proceso de inmunización, a través de un programa de vacunación llevado a cabo por un veterinario. (Yapur, 2011).

1.1. Problema

La presente investigación tiene como finalidad determinar la prevalencia de parvovirus canino ya que es una enfermedad vírica que afecta a todas las edades siendo los cachorros el grupo con mayor susceptibilidad en presentar sinología común con Parvovirus canino, la cual ha sido considerada como una de las enfermedades más mortales y un foco de infección para otros animales.

El diagnóstico de parvovirus canino debe realizarse de manera rápida y eficiente con el objetivo de aislar a pacientes enfermos de pacientes susceptibles y establecer un tratamiento rápido para prevenir infecciones secundarias concomitantes además se considera que siempre debe ser confirmado por exámenes de laboratorio. (Decaro, et al., 2007).

1.2. Delimitación

1.2.1. Temporal

El presente proyecto investigativo tuvo una duración de 400 horas; las cuales fueron distribuidas en el proceso experimental y la redacción del documento escrito.

1.2.2. Espacial

El proyecto de titulación con enfoque de tipo experimental, se realizó en el cantón de Gualaceo. Este se encuentra ubicado en la provincia del Azuay limitando al norte por los cantones de Paute y el Pan, al sur del cantón Chordeleg y Sígsig, al este por la provincia de Morona Santiago y al oeste por la ciudad de Cuenca. Teniendo una altitud de 2330 ms.n.m. y

temperatura promedio de 17 grados. En la siguiente figura se presenta la ubicación espacial del cantón Gualaceo (Gad Municipal de Gualaceo, 2022).

Figura 1. Ubicación espacial de la limitación del cantón Gualaceo.



Fuente: (Gad Municipal de Gualaceo, 2022)

1.2.3. Académica

La presente investigación y trabajo experimental perteneciente al área de sanidad animal y laboratorio clínico, para el diagnóstico de parvovirus canino se fomentan los conocimientos aprendidos acerca de la Técnica de ELISA Cualitativa, para determinar la prevalencia de parvovirus canino y poder dar un diagnóstico correcto a los pacientes.

1.3. Explicación del problema

Ante el constante desarrollo y crecimiento poblacional que ha tenido el cantón Gualaceo favorece la aparición y desarrollo de ciertas enfermedades infecciosas. El problema radica en la alta cantidad de animales que ingresan en las diferentes clínicas veterinarias presentando síntomas que nos hacen sospechar de la enfermedad.

En la ciudad de Gualaceo, el diagnóstico de Parvovirus canino se realiza con pruebas cualitativas que no tienen un 100 % de efectividad para confirmar la enfermedad y no se aplican

exámenes de laboratorio, ya que muchas veces los propietarios no suelen cubrir exámenes complementarios debido a que tienen precios elevados y generalmente están fuera de su presupuesto, por lo tanto el presente estudio investigativo pretende generar datos de la prevalencia de Parvovirus canino con la finalidad de crear planes de inmunización y evitar la propagación de enfermedades virales.

1.4. Objetivos

1.4.1. General

- Determinar la prevalencia de parvovirus en caninos (*Canis lupus familiaris*) mediante la técnica de ELISA cualitativa en el cantón Gualaceo.

1.4.2. Específicos

- Detectar anticuerpos dirigidos contra parvovirus canino en heces de caninos clínicamente enfermos, mediante la técnica ELISA snap cualitativa.
- Calcular la prevalencia de parvovirus canino de acuerdo a: sexo, edad, raza, vacunación, condición corporal, habitad, interacción con otros animales.

1.5. Hipótesis

1.5.1. Nula

La prevalencia de parvovirus en caninos clínicamente enfermos es baja mediante la prueba de ELISA cualitativa en el cantón Gualaceo.

1.5.2. Alternativa

La prevalencia de parvovirus en caninos clínicamente enfermos es alta mediante la prueba de ELISA cualitativa en el cantón Gualaceo.

1.6. Fundamento teórico

El presente trabajo está enfocado en determinar la prevalencia de parvovirus canino en pacientes clínicamente enfermos que llegan a las diferentes clínicas veterinarias. Haciendo énfasis en que es una enfermedad altamente infecto-contagiosa que afecta de animal a animal y por lo tanto con los resultados obtenidos al ser interpretados podemos proporcionar una resolución clara y verificable proporcionando información de gran relevancia para los Médicos Veterinarios para brindar información a los propietarios y lograr identificar animales infectados y crear un programa de inmunización y control, evitando así la propagación de Parvovirus Canino, con el fin de conseguir una mejor calidad de vida para las mascota.

2. REVISIÓN, ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL

2.1. Parvovirus Canino

La parvovirus canina es la causa más frecuente de enteritis vírica en cachorros. El parvovirus canino se replica activamente en células en división; epitelio intestinal, médula ósea y tejidos linfoides entre otras. La multiplicación del virus en el epitelio germinal de las criptas intestinales conduce a su destrucción, perdiendo la capacidad de absorción y provocando diarrea hemorrágica. Ésta provoca elevadas pérdidas de proteínas, fluidos e iones a través del tracto digestivo, originando una deshidratación severa e incluso shock hipovolémico. La afectación del tejido linfoides y de las células mieloproliferativas de la médula ósea provocan linfopenia e incluso panleucopenia. La lesión de la mucosa conduce a la alteración de la barrera gastrointestinal, permitiendo el paso de bacterias y/o endotoxinas a la circulación sistémica, por lo que en los casos más graves se puede producir un Síndrome de Respuesta Inflamatoria Sistémica. (Segovia, 2007, p. 1-8).

2.2. Etiología

'Parvo' significa pequeño (latín), el parvovirus canino pertenece al género Parvovirus y a la familia Parvoviridae. El genoma es un ADN monocatenario de sentido negativo que tiene un tamaño de 5,2 Kb de longitud que tiene dos promotores que dan como resultado la expresión de tres proteínas estructurales (VP1, VP2 y VP3) y dos proteínas no estructurales (NS1 y NS2) a través del corte y empalme alternativo de los ARNm virales. VP2 (64 kDa) es una forma truncada en el extremo NH₂ de VP1 (84 kDa) y es el componente principal de la cápside. VP3 se deriva de VP2 mediante escisión proteolítica postraduccional y está presente solo en viriones completos (que contienen ADN). Las partículas vacías no contienen proteína VP3. El tratamiento con tripsina de partículas completas escinde VP2 en proteína VP3 (Murphy, Gibbs, Horzinek y Studdert, 1999).

El virus PVC, es pequeño de 20 nanómetros de diámetro, sin envoltura, con cápside icosaédrica, posee un DNA monocatenario. Requieren células en división rápida, para su replicación en el núcleo, lo cual forma cuerpos de inclusión intranucleares. Tras penetrar una célula, el virón pierde sus cubiertas y su genoma compuesto por DNA monocatenario, se convierte en DNA bicatenario; gracias a las DNA polimerasas del núcleo. Después de replicarse, los nuevos virones son liberados por ruptura de la célula

El virus PVC, es pequeño de 20 nanómetros de diámetro, sin envoltura, con cápside icosaedrica, posee un DNA monocatenario. Requieren células en división rápida, para su replicación en el núcleo, lo cual forma cuerpos de inclusión intranucleares. (Murphy, 2006, p.29). Hurtado (como se citó en Tello,2009) dice que tras penetrar una célula, el virón pierde sus cubiertas y su genoma compuesto por DNA monocatenario, se convierte en DNA bicatenario; gracias a las DNA polimerasas del núcleo. Después de replicarse, los nuevos virones son liberados por ruptura de la célula.

2.3. Transmisión y patogénesis

2.3.1. Transmisión

El parvovirus canino se transmite a través del contacto oral con heces infectadas o superficies contaminadas (por ejemplo, tierra, zapatos, juguetes para perros, etc.). La fuente de la infección por CPV son los desechos fecales de los perros infectados. Se ha diagnosticado en todos los lugares donde se encuentran grupos de perros: exposiciones caninas, pruebas de obediencia, perreras de cría y alojamiento, tiendas de animales, refugios para animales, parques y áreas de juego. Los perros que están confinados en una casa o patio y no están en contacto con otros perros tienen muchas menos posibilidades de exposición al CPV. Se transmite fácilmente a través del pelo o las patas de los perros infectados y también a través de objetos contaminados como jaulas o zapatos. El CPV es resistente y puede permanecer en suelo

contaminado con heces durante 5 meses o más si las condiciones son favorables. Las heces de los perros infectados contaminan lugares como hospitales veterinarios, tiendas de animales, perreras y establecimientos comerciales de cría. Estas instalaciones contaminadas sirven como fuente de infección secundaria para la población canina susceptible (Weiser, Kowalski, y Hannover, 1980)

La enfermedad por PVC-2 es altamente contagiosa y se transmite por contacto directo de perro a perro, por contacto físico directo con las personas, lugares contaminados o cuando los cachorros y perros adultos ingieren el virus que se encuentra en la materia fecal (heces) proveniente de perros infectados. El virus también puede contaminar las superficies en las perreras, el alimento, los recipientes para agua de beber, los collares y las correas. Este virus es muy resistente a las condiciones ambientales extremas como son el calor, frío, humedad, como son sobrevivir por sobrevivir por adversas. Aún pequeñas cantidades de excreta que excreta que PVC2 pueden servir excreta que la infección e la infección entren en contacto con el medio contaminado. El parvovirus PVC-2 es fácilmente diseminado de un lugar a otro, transportado en el pelo, en los miembros del perro, en jaulas contaminadas, zapatos y otros objetos. (AVMA, 2009)

2.3.2. Patogenia

El virus ingresa al cuerpo a través de la boca cuando el cachorro se limpia o ingiere alimentos del suelo o del suelo. Hay un período de incubación de 3 a 7 días antes de que el cachorro parezca obviamente enfermo. Al entrar en el cuerpo, se replica en grandes cantidades en los ganglios linfáticos (Stann, DiGiacom y Giddens, 1984). Después de un par de días, se han liberado cantidades significativas de virus en el torrente sanguíneo. Durante los siguientes 3 a 4 días, los virus van a nuevos órganos que contienen células que se dividen rápidamente, como la médula ósea y las delicadas células intestinales, y forman grandes cuerpos de inclusión

eosinófilos intranucleares. Dentro de la médula ósea, el virus es responsable de la destrucción de las células jóvenes del sistema inmunológico y luego desactiva el mejor mecanismo de defensa del cuerpo. El virus causa los efectos más devastadores en el tracto gastrointestinal. Las infecciones por parvovirales caninos se caracterizan por una disminución en el recuento de glóbulos blancos debido a la infección de la médula ósea.

Parrish (1995) Es en el tracto gastrointestinal donde se produce el daño más grave. El intestino normal posee protuberancias en forma de dedo meñique llamadas "vellosidades". Tener estos dedos diminutos aumenta enormemente la superficie disponible para la absorción de líquidos y nutrientes. Para que el área de la superficie esté disponible para la absorción, las vellosidades poseen "microvellosidades" que son protuberancias microscópicas. Las células de las vellosidades tienen una vida relativamente corta y se reemplazan fácilmente por células nuevas. La fuente de las nuevas células es el área que se divide rápidamente al pie de las vellosidades llamadas Criptas de Lieberkuhn. Es justo en la cripta donde ataca el parvovirus. Sin nuevas células provenientes de la cripta, las vellosidades se vuelven desafiladas y no pueden absorber nutrientes y se produce diarrea. La barrera que separa las bacterias digestivas del torrente sanguíneo se rompe. La diarrea se vuelve sanguinolenta y las bacterias pueden ingresar al cuerpo causando una infección generalizada. El virus mata de una de estas dos formas, la diarrea y los vómitos provocan una pérdida extrema de líquidos y deshidratación hasta que se produce un shock y la muerte. La pérdida de la barrera intestinal permite la invasión bacteriana de potencialmente todo el cuerpo. (Rivadeneria y Gómez, 2011, p.6).

Hurtado (2015) La replicación del PVC en el perro se realiza en el epitelio intestinal y tejidos linfoides. La vía de entrada y el sitio de la primera replicación se ubican en las células de la nasofaringe y de la orofaringe, así como en las amígdalas y otros tejidos linfoides (Carman and Povey et al., 1985). La principal y más frecuente ruta de infección es a través de la vía oral por medio de la materia fecal, ropa y zapatos (Carmichael et al., 2005). En fase de viremia el

virus se disemina, y después de 1 a 3 días se encuentra en las amígdalas, timo, nódulos linfáticos mesentéricos y retrofaríngeos. A los 3 días pos-infección el virus se puede recuperar del tejido linfático asociado con el intestino (las Placas de Peyer). La infección de las células de las criptas del intestino se produce después de la fase de viremia y que no es consecuencia directa de la presencia de virus ingerido en la luz intestinal. Los anticuerpos neutralizantes circulantes son capaces de disminuir la extensión de la infección en el epitelio intestinal, pero no previenen la infección, a menos que se presenten en niveles altos. Este fenómeno tiene importancia durante la vacunación dado que las vacunas inactivadas pueden prevenir la enfermedad por varios meses, pero ellas no previenen una infección en curso, excepto unas pocas semanas post vacunación (Truyen et al., 2000). En necropsia, como lesiones macroscópicas se observan el íleo y yeyuno flácidos, congestionados y con hemorragias subserosas. El lumen del intestino suele estar vacío o contener exudado; los linfonódulos mesentéricos y submandibulares están aumentados de tamaño, con petequias y edematosos. Algunos patólogos han identificado necrosis en medula ósea, necrosis en la región cortical del timo y atrofia de este órgano en perros jóvenes (p.1-8)

2.4. Incidencia

La infección por parvovirus canino se produce en todo el mundo en perros domésticos y otros miembros de la familia canina. La incidencia es mayor en los refugios de animales, las tiendas de mascotas y las perreras de cría. El CPV puede afectar a perros de cualquier edad. La infección grave es más común en cachorros entre las 6 semanas y los 4 meses de edad. Todas las razas de perros son susceptibles. Los cruces son menos susceptibles en comparación con las razas puras como Rottweilers, Dóberman Pinchers, Springer Spaniels ingleses y Pastor alemán, con la excepción de Toy Poodles y Cocker Spaniels (Houston, Ribble y Jefe, 1996). El CPV afecta solo a los perros y no se puede transmitir a los humanos ni a otras especies. Si un perro sobrevive los primeros 4 días, generalmente se recuperará rápidamente y se volverá

inmune al virus de por vida. La mayoría de los cachorros mueren sin tratamiento médico. La infección por CPV es más grave en los cachorros jóvenes, especialmente en los menores de 3 meses (Appel, Scott y Carmichael, 1979). Todos los perros infectados pueden no presentar necesariamente manifestaciones clínicas, pero pueden excretar el virus en las heces durante la fase aguda de la fiebre entérica y mostrar un aumento significativo de los títulos de anticuerpos séricos (Stann et al., 1984, p. 651-655).

2.5. Signos clínicos

El parvovirus canino (CPV) es el virus más peligroso y contagioso que afecta a los perros desprotegidos. Cuando se descubrió por primera vez en 1978, la mayoría de los cachorros menores de 5 meses y el 2-3% de los perros mayores murieron a causa de la CPV. La infección por CPV ahora se considera más peligrosa para los cachorros entre el momento del destete y los 6 meses de edad. Los perros adultos también pueden contraer el virus, aunque es relativamente poco común (Nandi y Kumar, 2010, p.31-44).

Nandi (como se citó en Kumar, 2004) relata que, la diarrea ocurre en perros de cualquier edad, pero aparece en proporciones graves en los cachorros. Los perros con enteritis actúan como si tuvieran un dolor extremo. Los primeros síntomas son depresión, pérdida de apetito, vómitos, fiebre alta y diarrea intensa. Hay un ligero aumento de la temperatura en la etapa inicial de la enfermedad, pero gradualmente se vuelve por debajo de lo normal con el avance de los vómitos y la diarrea.

Las heces no tienen un carácter consistente, pueden ser acuosas, de color amarillo o teñidas de sangre franca en casos graves. La deshidratación rápida es un peligro y los perros pueden continuar vomitando y tener diarrea hasta que mueren, generalmente 3 días después de la aparición de los síntomas. El curso de la enfermedad también es muy variable dependiendo de la dosis infecciosa del virus y los signos clínicos generalmente se desarrollan de 3 a 5 días

después de la infección y típicamente persisten durante 5-7 días (Fletcher, 1979). La morbilidad y la mortalidad varían según la edad de los animales, la gravedad del desafío y la presencia de problemas de enfermedades intercurrentes. Los cachorros pueden morir repentinamente de shock tan pronto como 2 días después de la enfermedad (Stann et al ., 1984, p.651-655).

2.6. Diagnóstico

Según Barrientos (2013), dice que, si el cachorro sea diagnosticado como positivo a parvovirus, es importante llevar a cabo lo siguiente:

- Proporcionarle cuidados intensivos, por lo que muchas veces se recomienda hospitalizarlo.
- Mantenerlo aislado de otros perros a los cuales pueda contagiar.
- Desinfectar con cloro todas las áreas en donde el cachorro enfermo haya permanecido y los objetos con los que haya tenido contacto.
- Mantener en observación a los otros perros de la familia para detectar cualquier síntoma.

Se puede realizar un diagnóstico presuntivo de enteritis por CPV en función de los signos clínicos como depresión, vómitos, diarrea, anorexia y fiebre. Las pruebas deben realizarse en cualquier perro con diarrea que también presente signos de enfermedad sistémica: vómitos, letargo, fiebre, pérdida de apetito, deshidratación o perros con diarrea inusualmente copiosa, maloliente / con sangre, o cualquier perro con exposición conocida al parvovirus en los 14 días anteriores de desarrollar diarrea (Nandi y Kumar, 2010, p.31-44).

2.6.1. Ensayo de hemaglutinación (HA)

La prueba de HA se puede realizar empleando eritrocitos de varias especies como cerdos, ovejas, cabras, aves de corral y perros. Entre los eritrocitos de diferentes especies, los glóbulos

rojos de cerdo mostraron la hemaglutinación característica. Los eritrocitos de otras especies no producen hemaglutinación específica. La prueba de HA se puede realizar incubando las placas a varias temperaturas, como 4 ° C, 25 y 37 ° C, y los mejores resultados se obtuvieron a 4 ° C seguido de 25 ° C y el título mínimo a 37 ° C [43]. Aparte de esto, se han evaluado varios sistemas tampón para la prueba de HA, como solución salina normal (0,9% NSS), solución tampón de fosfato con BSA (PBS 15 mM + BSA al 0,1%) y solución salina tampón fosfato (PBSS) (PBS 15 mM). + 0,9% NSS), etc. Los resultados óptimos se obtuvieron con PBS seguido de PBS con BSA y PBSS en un rango de pH de 4-6, pero los resultados de los tres sistemas fueron comparables (Praveen et al., 2003).

2.6.2. Microscopio de electrones

Burtonboy et al., (1979). "Durante la enfermedad aguda, los viriones parvovirales se demuestran fácilmente en las heces mediante tinción negativa y el uso de microscopía electrónica. La identificación específica de CPV puede realizarse mediante IEM, empleando anticuerpos contra CPV o FPV".

2.6.3. Aislamiento de CPV

Varios cultivos de células primarias y líneas celulares como MDCK (Madin-Darby Canine Kidney) o CRFK (Crandell Feline Kidney) apoyan la replicación de CPV y el virus podría aislarse de los casos de miocarditis y enteritis inducidas por CPV. El virus adaptado al cultivo celular permitirá la caracterización bioquímica y molecular de los aislados de CPV (Black, Holscher, Powell y Byerly, 1979). Una línea celular canina (A-72) merece una mención especial porque ha demostrado ser particularmente útil para el aislamiento de CPV a partir de materiales de campo. La línea celular A-72 se estableció a partir de un tumor canino S / C y ha mantenido una apariencia fibroblástica durante más de 135 pases en serie. Esta línea demostró ser particularmente útil para el aislamiento y el crecimiento de CPV porque los CPE se

pronunciaron en el cultivo inicial o después de un pase adicional. Los tamaños de las placas producidas por CPV en medio de recubrimiento de metilcelulosa o agarosa varían de 0,4 a 1,5 mm de diámetro. Dado que los tejidos originales para el cultivo se obtuvieron de un tumor no caracterizado, las células A-72 no deben usarse para la producción de virus vacunales (Carmichael et al., 1980).

2.6.4. ELISA

Esta prueba se basa en las reacciones antígeno-anticuerpo con MAb específicos fijados en plástico, membranas de nitrocelulosa, látex o partículas de oro. Las pruebas son rápidas, relativamente económicas y se pueden realizar en cualquier clínica veterinaria. Recientemente, se informó sobre una prueba ELISA que utiliza anticuerpos monoclonales para la detección de antígeno CPV en heces con tan solo 1,5 ng de virus (Mohan et al., 1993). El ELISA sándwich doble es una prueba rápida, simple, sensible y adecuada sobre ELISA para uso diagnóstico de rutina para la detección del antígeno CPV en heces caninas. La prueba ELISA se ha convertido en la prueba más común para el parvovirus en cachorros (Waner, 2003, p.588-591).

2.6.5. Reacción en cadena de la polimerasa

Recientemente, la técnica de la PCR se ha utilizado cada vez más como herramienta para el diagnóstico de la infección por parvovirales caninos. Se ha aplicado ampliamente para proporcionar un diagnóstico rápido, sensible y preciso de la enfermedad. Se ha encontrado que la PCR detecta menos partículas de CPV-2 que otras pruebas como HA y ELISA. La PCR ahora se puede utilizar para diferenciar los diferentes mutantes de CPV-2 utilizando los cebadores específicos para mutantes particulares (Pereira, 2000, p.127).

Para aumentar la sensibilidad y la especificidad de la reacción, se ha empleado la PCR anidada. La PCR convencional podría detectar 10 fg de ADN de forma replicativa viral (RF)

en electroforesis en gel de agarosa, mientras que tan solo 100ag del ADN de RF se detectó mediante la PCR anidada, que demostró ser 100 veces más sensible que la PCR única. Se estimó el número de la copia del genoma en muestras positivas sobre 10^9 - 10^{11} / g de heces por la PCR convencional y 10^{11} - 10^{13} / g de heces por la PCR anidada. Por tanto, la PCR anidada parece ser un método sensible, específico y práctico para la detección de CPV en muestras fecales (Hirasawa et al.,1994, p.135).

2.7. Vacunación

Un plan vacunal debería comenzar entre las 6-8 semanas de vida para la mayoría de los cachorros, si las condiciones de riesgo son elevadas a edad temprana se podría considerar excepcionalmente, una vacunación anticipada a las 4 semanas. Para este caso puntual debemos elegir vacunas monovalentes potenciadas de alto título y con bajo nivel de pasajes en origen y en producción. Las vacunas combinadas no deberían administrarse antes de las 6 semanas. Aunque esta dosis inicial (4 semanas) puede ser neutralizada por los anticuerpos maternos, cierta información podría ser transferida al sistema inmune, si bien podría no haber una respuesta activa, un efecto conocido como Prim Ming o sensibilización celular previa, hará que la respuesta a una dosis subsiguiente de la misma vacuna, sea mejor que sin esa vacunación previa (Mauro, 2015, p.8).

2.8. Tratamiento

Diaz y Correa (2008) Afirman que desde el inicio de la enfermedad se han usado vacunas vivas modificadas para el control de la enfermedad basadas en el virus original CPV-2, con buenos resultados lo que ha permitido pasar de una pandemia a un estado actual de endemia controlada; sin embargo, con el surgimiento de la variante CPV-2c se ha postulado la necesidad de utilizar nuevas vacunas La transmisión de anticuerpos calostrales de las madres a los cachorros se ha demostrado que previene la infección contra parvovirus y pueden ser

suficientes para conceder resistencia contra variantes heterólogas. Pero, por otro lado, también se ha reportado la presencia de enfermedad en animales que presentaban títulos de anticuerpos neutralizantes altos indicando que la reactividad cruzada entre variante todavía no está completamente clara.

2.8.1. Objetivos terapéuticos

Debido a la falta de una droga antiviral específica para el parvovirus, el tratamiento de la enfermedad es de sostén. Ayuno de sólidos y líquidos hasta la desaparición de los vómitos. Normalización y mantenimiento del estado hidroelectrolítico a través de la administración de soluciones cristaloides, coloides, sangre o hemoderivados. Control de los vómitos mediante antieméticos. Control de la acidez gástrica. Prevención o erradicación de infecciones bacterianas secundarias que predisponen a la sepsis, mediante el uso de combinaciones de antibióticos para lograr un espectro amplio de acción (Svarzman, 2014, p. 69).

2.9. Prevención y Control

Como el parvovirus canino no está envuelto, es especialmente resistente al medio ambiente. Es capaz de superar las heladas temperaturas invernales en el suelo al aire libre y muchos desinfectantes domésticos no son capaces de matarlo en interiores. Los perros infectados excretan el virus en sus heces en cantidades gigantescas durante las 2 semanas posteriores a la exposición. Una dosis infecciosa típica / promedio para un perro no vacunado es de 1000 partículas virales. Un perro infectado arroja 35 millones de partículas virales (35.000 veces la dosis infecciosa típica) por onza de heces (Scott, 1980). Descontaminación en interiores: En interiores, el virus pierde su infectividad en 1 mes; por lo tanto, debe ser seguro introducir un nuevo cachorro en el interior 1 mes después de que haya terminado la infección activa. Descontaminación al aire libre: la congelación protege completamente al virus. Si el exterior está contaminado y congelado, hay que esperar a que se descongele antes de introducir un nuevo cachorro de forma segura. Las áreas sombreadas deben considerarse contaminadas

durante 7 meses. Las áreas con buena exposición a la luz solar deben considerarse contaminadas durante 5 meses. Aunque la mayoría de los desinfectantes no pueden matarlo, el blanqueador con cloro es bastante eficaz en una proporción de 1 parte de blanqueador y 30 partes de agua. No hay forma de desinfectar completamente la tierra y el césped contaminados, aunque la luz solar y el secado tienen algún efecto (Houston, 1996, p. 542).

La descontaminación mecánica mediante irrigación también puede ser útil, pero se debe permitir que el área se seque completamente entre aplicaciones. El peroximonosulfato de potasio tiene una actividad relativamente buena frente a la materia orgánica y se puede rociar en áreas contaminadas usando un rociador de pesticidas u otro aplicador (Scott, 1980).

2.10. RESUMEN DEL ESTADO DEL ARTE DEL ESTUDIO DEL PROBLEMA

La gastroenteritis hemorrágica por Parvovirus canino tipo 2, es una de las principales enfermedades virales que afectan a los perros, se caracteriza por una alta morbilidad y mortalidad, sobre todo en perros jóvenes, en la actualidad el único método de control que se utiliza es la vacunación. Sin embargo, este método de protección no ha sido totalmente eficiente. Existen diversos reportes de perros vacunados que posteriormente han desarrollado la enfermedad, a pesar de esto no existen muchos estudios sobre la falla de inmunidad en los perros contra parvovirus canino.

El diagnóstico de Parvovirus canino se realiza por la sintomatología, únicamente; no se aplican exámenes de laboratorio ya que no existen laboratorios clínicos para animales. Estos diagnósticos son errados llevando al veterinario a realizar protocolos de tratamientos fallidos de la enfermedad, provocando la muerte de los canes (P. J. Quinn, 2008).

Las pruebas serológicas tienen un valor limitado para el diagnóstico, dado que generalmente los anticuerpos presentan títulos altos al inicio del cuadro clínico; sin embargo, la prueba

ELISA puede detectar anticuerpos IgM específicos que aparecen en las etapas tempranas de la infección, desapareciendo entre las 2 y las 3 semanas post-infección (Dudley, 1998).

La siguiente investigación está enfocada en calcular la prevalencia mediante el diagnóstico de parvovirus canino utilizando la técnica de ELISA cualitativa, la cual nos indica si el canino es positivo o negativo a la enfermedad. La finalidad es brindar información a los propietarios sobre la importancia de inmunizar a sus mascotas para evitar este tipo de enfermedades.

3. MATERIALES Y METODOLOGÍA

3.1. Materiales

3.1.1. Materiales de Campo

Tabla 1. *Materiales del Campo*

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Filipina	Unidad	1
Mandil	Unidad	1
Cubre bocas	Caja	1
Guantes de examinación	Caja	1
Torniquete	Unidad	1
Lector de ELISA	Unidad	1
Algodón	Paquete	1
Estetoscopio	Unidad	1
Termómetro	Unidad	1
Hoja de historia clínica	Unidad	100
Bolígrafo	Unidad	1

3.1.2. Materiales Químicos

Tabla 2 . *Materiales Químicos*

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Alcohol antiséptico	Litros	3
Test Anigen Rapid CPV Ag	Unidad	100

3.1.3. Materiales Biológicos

Tabla 3. *Materiales Biológicos*

Descripción	Unidades de medida	Cantidad
Animales (perros)	Unidad	100

3.2. Metodología

El presente trabajo corresponde a un estudio epidemiológico de tipo descriptivo-prospectivo de corte transversal y causal, ya que en primera instancia se determina la presencia de anticuerpos para el agente etiológico y luego se calcula la prevalencia.

El proceso experimental contara con 100 muestras de heces extraídas de caninos clínicamente enfermos del cantón Gualaceo.

3.3. Proceso de la investigación

3.3.1. Selección de los animales

Los animales utilizados para el estudio serán seleccionados de acuerdo a la sinología clínica de la enfermedad, es decir se tomará en cuenta a caninos con edades comprendidas entre las cuatro y cuarenta y ocho semanas de edad que presenten síntomas compatibles con parvovirus canino.

3.3.2. Recolección de la muestra

El kit de test rápido Anigen para CPV Ag es un inmunoensayo para la detección cualitativa de antígeno de Parvovirus canino en heces caninas. El kit de test rápido Anigen para CPV Ag presenta la palabra "T" y "C" como línea del test y línea de control, en la superficie del dispositivo. Ambas, la línea de prueba y la línea de control no son visibles en la ventana de resultados antes de aplicar las muestras (Fierro, 2019).

3.3.3. Procedimiento del Test

- 1) Se recolecta las muestras de heces caninas usando un hisopo.
- 2) Se inserta el hisopo en el tubo para muestras que contiene 1 ml de diluyente de la prueba.
- 3) Mezclamos la muestra del hisopado con el diluyente de la prueba en el pozo de extracción.
- 4) Se remueve el dispositivo de prueba de las bolsas de papel aluminio y se coloca en una superficie plana y seca.
- 5) Usamos el gotero desechable provisto, recogemos la muestra del tubo y mezclamos.
- 6) Agregamos (4) gotas en el orificio de la muestra usando el gotero desechable. El diluyente mezclado de la prueba debe agregarse con exactitud de manera suave, gota a gota.

- 7) Al inicio de la prueba, se observa un color purpura que se desplaza por la ventana de resultados en el centro del dispositivo de la prueba.
- 8) Interpretar los resultados del test en 5-10 minutos (Fierro, 2019).

3.4. Diseño Experimental

El presente trabajo corresponde a un estudio epidemiológico de tipo descriptivo-prospectivo de corte transversal y causal, ya que en primera instancia se determina la presencia de Ac para el agente etiológico y luego se calcula la prevalencia.

3.5. Análisis Estadístico

En este trabajo por sus características y pruebas de significancia, se realizará un análisis de tipo numérico y proporcional. Para el cálculo de prevalencia de parvovirus se empleará la siguiente formula:

$$PA = \frac{\text{total de muestras positivas a Parvovirus}}{\text{total de muestras}} \times 100$$

3.6. Tamaño de la muestra

Para la realización de este proyecto se tomó en cuenta la totalidad de la población, pertenecientes a la familia Canidae, que llegan a las clínicas veterinarias seleccionadas, sin tomar en cuenta raza y sexo del animal. Donde la prevalencia estimada es del 93,5% ($p=0.935$) con un error del 5% ($d=0.05$) y una confianza de 95%.

Por lo tanto, el tamaño de la muestra seria:

$$N = \frac{Z^2 pq}{d^2}$$

Z= Nivel de confianza

P= Probabilidad de que ocurra el evento

$$q = 1 - p$$

d = Error estimado

$$n = \frac{1.96^2(0.935)(1 - 0.935)}{(0.05)^2} = 94$$

$$n = 100 \text{ muestras}$$

3.7. Operación de variables

3.7.1. Variable Independiente (Animales)

Tabla 4. *Variables Independientes (Perros)*

Concepto	Categorías	Indicadores	Índice
Individuo	Biológico:	• Sexo	• Macho,
donde se reflejarán	Caninos de 4-48	• Edad	Hembra
signos y síntomas	semanas de vida.	• Grado de	• Semanas
para obtener un		Deshidratación	• Porcentaje
diagnóstico del tipo		• Diarrea	• Numero
de enfermedad.		• Vomito	

3.7.2. Variable Dependiente (Prueba de Elisa)

Tabla 5. *Variable Dependiente (Prueba de Elisa)*

Concepto	Categoría	Indicadores	Índice
Medición de	Físico:	• Volumen de	• Microgramos
anticuerpos IgM	Muestras de heces	heces	
contra parvovirus.			

3.8. Consideraciones Éticas

En la presente investigación los animales muestreados no sufrieron ningún tipo de maltrato animal ya que se tuvo presente siempre brindar bienestar a los animales mediante los adecuados métodos de sujeción para no provocar estrés ni miedo en los animales, además las practicas realizadas en esta investigación son poco invasivas.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Prevalencia Total

Tabla 6. *Prevalencia total de Parvovirus mediante el método de ELISA cualitativa*

Resultado	Frecuencia	Prevalencia	LI 95 %	LS 95 %
Negativo	27	27,00 %	18,61 %	36,80 %
Positivo	73	73,00 %	63,20 %	81,39 %
Total	100	100,00%		

Los resultados del estudio epidemiológico indican que de las 100 muestras obtuvimos una prevalencia del 73 % de animales positivos y por ende un total de 27 % muestras negativas, siendo una muestra mayor al obtenido por Penelo (2017) que al realizar su investigación encontró el 19 % del total de las muestras en un trabajo de iguales características de diagnóstico.

En otros estudios realizados en varios países el porcentaje obtenido fue inferior como en el de Sosa (2009) ya que en su estudio de la diversidad del Parvovirus canino tipo 2 (CPV-2) se efectúa mediante al análisis de repeticiones en el genoma viral que realizó en Uruguay obtuvo un 72,3 % de positividad en 47 muestras analizadas.

Según Tandazo (2015) en su trabajo titulado DIAGNÓSTICO DE PARVOVIRUS CANINO MEDIANTE LA PRUEBA DE ELISA, EN VETERINARIAS DE LA CIUDAD DE SANTA ROSA, utilizando una prueba rápida de CPV/CCV Ag de Anigen que es un inmuno-ensayo cromatográfico para la detección del antígeno de Parvovirus canino y coronavirus canino en muestras de heces, obtuvo un valor del 19 %, el cual es muy inferior al obtenido por Pauta

(2012) de un total de 28 canes, 20 canes fueron positivos lo que representa el 71 %, y 8 canes negativos lo que representa el 29 %.

4.2. Prevalencia según el sexo

Tabla 7. *Prevalencia según el sexo mediante el método de ELISA cualitativa*

Sexo	Frecuencia	Prevalencia	LI 95 %	LS 95 %
Hembra	35	47,95 %	36,10 %	59,96 %
Macho	38	52,05 %	40,04 %	63,90 %
Total	73	100,00 %		

En la investigación realizada se obtuvo datos que nos indican una prevalencia mayor en los canes machos con un porcentaje del 52,05 % y en menor proporción las hembras con un porcentaje de 47,95 %.

Según Mendoza (2017) en su investigación obtuvo una prevalencia con mayor porcentaje en los canes hembras que representa el 59,4 % y en menor proporción en canes machos con un porcentaje de 46,4 %, obteniendo una prevalencia similar a la presente investigación y contradiciendo al estudio realizado por (Aguilar, 2019) que obtuvo una prevalencia con mayor porcentaje en los canes machos 67,5 % y en hembras una prevalencia menor con un porcentaje de 32,5 % al igual que Penelo (2017) en su estudio encontró una prevalencia de 49% en animales machos y el 51 % de canes hembras, lo que contradice a los resultados obtenidos en esta investigación.

4.3. Prevalencia según la edad

Tabla 8. *Prevalencia según edad mediante el método de ELISA cualitativa*

Edad (meses)	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
2	16	21,92 %	13,08 %	33,14 %
3	32	43,48 %	32,24 %	55,95 %
4	16	21,92 %	13,08 %	33,14 %
5	8	10,96 %	4,85 %	20,46 %
6	1	1,37 %	0,03 %	7,40 %
7	0	0 %	0,00 %	4,93 %
Total	73	100,00 %		

De acuerdo con la Tabla 8 la prevalencia de parvovirus canino es mayor en la edad de 3 meses con un porcentaje de 43,48 % seguido de la edad entre dos y cuatro meses con un porcentaje de 21,92 %.

Según Farias (2021), en su estudio realizado de prevalencia nos indica que en pacientes diagnosticados de 0 – 6 meses la prevalencia es de 86,67 % mientras que en la edad de 6 – 12 meses es de 6,67 % y en la de >12 meses es del 6,67 %, estos resultados concuerdan con la investigación realizada por Tandazo (2015) que nos indica que la prevalencia en paciente investigados de 0 – 6 meses es del 73.6 % mientras que en la edad de 6 – 12 meses es del 21.1 % y en la de 12 meses es del 5.3 %.

Según Aguilar (2019), la prevalencia de parvovirus es mayor en caninos con edades comprendidas entre 1 a 3 meses con un porcentaje del 60 % seguidos de caninos con edades entre 4 a 6 meses con un 32,5 %. Estos resultados concuerdan con la literatura investigada la cual indica que los cachorros de entre 0 a 6 meses son los más susceptibles a contraer la enfermedad debido a la pérdida de la inmunidad materna y debido a la patogenia del virus que infecta mayormente células en división.

4.4. Prevalencia según la condición Corporal

Tabla 9. *Prevalencia según la condición corporal mediante el método de ELISA cualitativa*

Índice de Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
condición corporal 1-5 % (ICC)			
1 %	26	35,62 %	24,75 %
2 %	43	58,90 %	46,77 %
3 %	3	4,11 %	0,86 %
4 %	2	1,37 %	0,03 %
5 %	0	0,00 %	0,00 %
Total	73	100,00 %	

En la Tabla 9 se observa la prevalencia donde existe mayor número de casos positivos en animales con una condición corporal de 1 con un porcentaje de 35,62 %, por otra parte, no se han encontrado estudios en relación entre el PCV y la condición corporal de los animales, el

estudio de estos factores permitirá aportar nuevos conocimientos sobre la epidemiología de la enfermedad y buscar estrategias para su prevención.

4.5. Prevalencia por Hábitat

Tabla 10. *Prevalencia por hábitat mediante el método de ELISA cualitativa*

Hábitat	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
Rural	26	35,62 %	24,75 %	47,69 %
Urbano	47	64,38 %	52,31 %	75,25 %
Total	73	100,00 %		

Según la Tabla 10 la prevalencia con respecto al hábitat se encontró un porcentaje de 64,38 % en la zona urbana contrario a la zona rural que en menor proporción se encontró un porcentaje del 35,62 %.

Según Mendoza (2017), en su estudio realizado encontró una prevalencia del 68,4 % en la zona rural lo que concuerda con la investigación de Tandazo (2015) que representa el porcentaje de los animales analizados por procedencia, teniendo como prevalencias los siguientes porcentajes en el B. Amazonas el 21 %, B. 29 de Noviembre el 5.3 %, B. 15 de Octubre el 15.8 %, B. el Nazareno el 10.5 B. 1ro de Enero el 15.8 % y el B. Central el 31.6 % indicando que existe una mayor prevalencia de parvovirus en la zona Urbana.

4.6. Prevalencia por interacción con otros animales

Tabla 11. *Prevalencia por interacción con otros animales mediante el método de ELISA cualitativa*

Interacción con otros animales	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
No	18	24,66 %	15,32 %	36,14 %
Si	55	75,34 %	63,86 %	84,68 %
Total	73	100,00 %		

En cuanto a los resultados encontrados según la interacción con otros animales nos indican un porcentaje de prevalencia de 75,34 % a los animales que, si tienen interacción con otros animales, a comparación de los canes que no interactúan con otros animales indicaron una prevalencia de 24,66 % de las muestras totales, sin embargo, no se han reportado estudios de parvovirus sobre la prevalencia por interacción con otros animales.

4.7. Prevalencia según la Raza

Tabla 12. *Prevalencia según la raza mediante el método de ELISA cualitativa*

Raza	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
Beagle	1	1,37 %	0,03 %	7,40 %
Chihuahua	2	2,74 %	0,33 %	9,55 %
French poodle	12	16,44 %	8,79 %	26,95 %
Golden Retriever	6	8,22 %	3,08 %	17,04 %
Husky Siberiano	2	2,74 %	0,33 %	9,55 %
Labrador	2	2,74 %	0,33 %	9,55 %
Mestizo	32	43,84 %	32,24 %	55,95 %
Pastor Aleman	5	6,85 %	2,26 %	15,26 %
Pitbull	4	5,48 %	1,51 %	13,44 %
Pitbull mix	1	1,37 %	0,03 %	7,40 %
Poodle Alemán	1	1,37 %	0,03 %	7,40 %
Rottweiler	2	2,74 %	0,33 %	9,55 %
Shih Tzu	3	4,11 %	0,86 %	11,54 %
Total	73	100,00 %		

Al interpretar la Tabla 12 se observa un total de 73 caninos muestreados de parvovirus del cual se puede observar que existe mayor prevalencia en la raza mestiza siendo un 43,84 % del total de las muestras, según varios estudios todas las razas son susceptibles a la enfermedad, a pesar de ellos en una investigación realizada por Tandazo (2015), encontró la mayor prevalencia en pacientes mestizos que representan un 73.7 % y de razas diferentes el 26.3 %, obteniendo una prevalencia mayor en canes de raza mestiza al igual que los resultados obtenidos en este estudio, mientras que en un estudio realizado por Cahuana (2015) se observa con una mayor predisposición a la raza Schnauzer con 34 de casos positivos, representando el

24,30 % de la población total de casos positivos, mestizos (22 casos), representando el 15,70 %.

4.8. Prevalencia por vacunación

Tabla 12. *Prevalencia por vacunación mediante el método de ELISA cualitativa*

Vacunación	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
No	38	52,05 %	40,04 %	63,90 %
Si	35	47,95 %	36,10 %	59,96 %
Total	73	100,00 %		

De acuerdo a los resultados obtenidos de los animales muestreados se obtuvo una prevalencia mayor en animales no vacunados con un porcentaje 52,05 % y en los vacunados una prevalencia con menor proporción representando el 47,95 % de la población.

Según Farias (2021) en su investigación encontró una prevalencia en canes vacunados con un 16,67 % y los no vacunados un porcentaje de 63,33 %, indicando que el comportamiento de la frecuencia de los positivos es mayor en los animales no vacunados como se presenta en esta investigación, a comparación de la investigación de Penelo (2017) que nos indica que los animales positivos a CPV por PCR en relación al estado de vacunación, 35,7 % de los animales habían recibido un protocolo de vacunación parcial frente a CPV. El 37,8 % de los animales positivos no habían recibido ninguna dosis vacunal frente a CPV.

5. CONCLUSIONES

A partir de los resultados obtenidos en relación con los objetivos planteados en la investigación se llegó a las siguientes conclusiones:

Se encontró que el 52,05 % de los animales positivos a parvovirus canina no han sido previamente inmunizados con ninguna dosis de vacuna, lo que demostró que la falta de vacunación puede considerarse un problema y la importancia de llevar un adecuado plan de vacunación.

Como resultado de este estudio se demostró que el CPV es uno de los agentes etiológicos más importantes en problemas gastroentéricos que se presentan a consulta en clínicas veterinarias del cantón Gualaceo.

En lo que hace referencia a la edad y raza se puede concluir que la prevalencia es mayor en cachorros de 2 a 5 meses por lo que son más susceptibles a contraer la enfermedad debido a la pérdida de inmunidad materna, y con un total de 13 razas diferentes, se llega a la conclusión que la raza de canes mestizos tiene una mayor prevalencia con un porcentaje de 43,84 % siendo los más susceptibles esto puede ser debido a su situación no reciben un plan de vacunación respectiva por el cual los canes salen a lugares públicos como parques, veredas, entre otros, llegan a tener un contacto directo en el ambiente y se vuelven aptos ante el contagio, seguidos de los perros de raza French Poodle con un 16,44 % y una prevalencia en menor porcentaje se encontró en las razas Shih Tzu, Rottweiler, Poodle Alemán, Pitbull Mix, Pitbull, Pastor Alemán, Labrador, Husky Siberiano, Golden Retriever, Chihuahua y Beagle.

Según el porcentaje dado por el trabajo de investigación, en relación a la prevalencia según el sexo de los canes son más frecuentes en machos, con un 52,02 % a diferencia del caso analizado en canes hembras que nos da una prevalencia del 47,95 %.

6. RECOMENDACIONES

Llevar un adecuado plan de vacunación para mejorar la calidad de vida de las mascotas y evitar así propagación de enfermedades.

Al ser una enfermedad de alto contagio entre los animales se recomienda a los propietarios la visita al Médico Veterinario con el fin de mantener un adecuado plan de vacunación y evitar exponerlos con lugares y animales infectados.

Llevar medidas de cuarentena en pacientes clínicamente enfermos tomando en cuenta la sinología y periodo de incubación del parvovirus, se recomienda un periodo de cuarentena de 2 semanas antes de que estén en interacción con otros animales.

Desinfectar comederos, bebederos, camas y todo el sitio donde haya estado el paciente enfermo para evitar exponer a siguientes animales a contraer la enfermedad ya que el virus puede permanecer en el ambiente, se recomienda realizar una desinfección con amonio ya que el virus es resistente a detergentes y alcohol.

7. BIBLIOGRAFÍA

- Aguilar, E. (2019). *Diagnostico de Parvovirosis en caninos machos y hembras mediante la tecnica de ELISA cualitativa y Cuantitativa (Tesis de Grado)*. Universidad Politécnica Salesiana, Cuenca. Obtenido de <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/17627/1/UPS-CT008378.pdf>
- Appel, M., Scott, F., & Carmichael, L. (1979). Isolation and immunisation studies of a canine parvo-like virus from dogs with haemorrhagic enteritis. *The Veterinary Record*, *105*(8), 156-159. doi:10.1136/vr.105.8.156
- Association, American Veterinary Medical. (12 de 2009). Parvovirus Canino. *American Veterinary Medical Association*, 2-2.
- Black, J. W., Holscher, M. A., Powell, H. S., & Byerly, C. S. (1979). PARVOVIRAL ENTERITIS AND PANLEUKOPENIA IN DOGS. *VETER. MED. SMALL ANIMAL CLINICIAN*, *74*(1), 47-50. Obtenido de <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/256349/>
- Burtonboy, G., Coignoul, F., Delferriere, N., & Pastoret, P. (1979). Canine hemorrhagic enteritis: Detection of viral particles by electron microscopy. *Archives of Virology*, *61*(1-2), 1-11. Obtenido de <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/316320/>
- Cahuana, M. (2015). *PREVALENCIA DE PARVOVIRUS CANINO EN EL DISTRITO DE CAYMA DE LA CIUDAD DE AREQUIPA (Tesis de Grado)*. UNIVERSIDAD NACIONAL JORDE BASADRE GROHMANN, TACNA, PERU.
- Carmichael, L., Joubert, J., & Pollock, R. (1980). Hemagglutination by canine parvovirus: serologic studies and diagnostic applications. *American Journal of Veterinary Research*, *41*(5), 784-791.

Decaro, N., Desario, C., Elia, G., Campolo, M., Lorusso, A., Mari, V., . . . Bounavoglia, C.

(2007). Occurrence of severe gastroenteritis in pups after canine parvovirus.

ScienceDirect, 25(7), 1161-1164. Obtenido de

<https://doi.org/10.1016/j.vaccine.2006.10.020>

Díaz, C., Jaime Correa, J., & Vera, V. (2008). Aspectos moleculares del virus de la

parvovirus. *Revista de Medicina Veterinaria*, 15, 57-65. Obtenido de

[https://ciencia.lasalle.edu.co/cgi/viewcontent.cgi?article=1096&context=mv#:~:text=](https://ciencia.lasalle.edu.co/cgi/viewcontent.cgi?article=1096&context=mv#:~:text=La%20c%C3%A1pside%20de%20los%20parvovirus,c%C3%A9lula%20y%20que%20lega%20ensamblado.)

[La%20c%C3%A1pside%20de%20los%20parvovirus,c%C3%A9lula%20y%20que%20lega%20ensamblado.](https://ciencia.lasalle.edu.co/cgi/viewcontent.cgi?article=1096&context=mv#:~:text=La%20c%C3%A1pside%20de%20los%20parvovirus,c%C3%A9lula%20y%20que%20lega%20ensamblado.)

Farias, M. (2021). *DIAGNÓSTICO DEL VIRUS DISTEMPER Y PARVOVIRUS CANINO A*

TRAVÉS DE KITS RÁPIDOS Y qPCR EN LA CIUDAD DE LATACUNGA. (Tesis de

Grado). UNIVERSIDAD TÉCNICA DE COTOPAXI, Latacunga, Ecuador .

Obtenido de <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/7917/1/PC-002061.pdf>

Fierro, A. E. (2019). *DIAGNÓSTICO DE PARVOVIROSIS EN CANINOS MACHOS Y*

HEMBRAS MEDIANTE LA TÉCNICA DE ELISA CUALITATIVA Y CUANTITATIVA.

(Tesis de grado). Universidad Politécnica Salesiana. Obtenido de

<https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/17627/1/UPS-CT008378.pdf>

Fletcher, K. C., Eugster, A. K., Schmidt, R. E., & Hubbard, G. B. (1979). Parvovirus

infection in maned wolves. *Revista de la Asociación Americana de Medicina*

Veterinaria, 175(9), 897-900. Obtenido de <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/521366/>

Gad Municipal de Gualaceo. (2022). *Mapa del Cantón Gualaceo [jpg]*. Obtenido de

<https://www.gualaceo.gob.ec/gualaceo/datos-geograficos/>

- Hirasawa, T., Kaneshige, T., & Mikazuki, K. (1994). Sensitive detection of canine parvovirus DNA by the nested polymerase chain reaction. *Veterinary Microbiology*, *41*(1-2), 135-145. Obtenido de <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/7801517/>
- Houston, D., Ribble, C., & Jefe, L. (1 de Febrero de 1996). Factores de riesgo asociados a la enteritis por parvovirus en perros: 283 casos (1982-1991). *Revista de la Asociación Americana de Medicina Veterinaria*, *208*(4), 542-546. Obtenido de <https://europepmc.org/article/med/8603904>
- Hurtado, D., & Báez, P. (2015). Nueva perspectiva del parvovirus canino. *Journal of Agriculture and Animal Sciences*, *1*(2), 46-60. Obtenido de <http://revistas.unilasallista.edu.co/index.php/jals/article/view/381/181>
- Kumae, A., Dharmadheeran, J., Kumar, A., & Thakra, S. S. (2004). Strain Identification and Characterization of V, I and V, II Gene of Canine Parvovirus of Indian Origin. *Central Military Veterinary Laboratory*, *250*(001), 57-60. Obtenido de <https://www.tandfonline.com/doi/epdf/10.1080/09712119.2004.9706475?needAccess=true&role=button>
- Mauro, L. D. (26 de Julio de 2015). Claves para comprender a la Parvovirosis Canina. *Revista electrónica de Veterinaria*, *16*(2), 8-8. Obtenido de <https://www.redalyc.org/pdf/636/63641398001.pdf>
- McCandlish, I., Thompson, H., Fisher, E., Cornwell, H. J., Macartney, J., & Walton, I. (1981). Canine parvovirus infection. *In Practice*, *3*(3), 5-14. Obtenido de <https://bvajournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1136/inpract.3.3.5>
- MENDOZA, C. (2017). *DIAGNÓSTICO DE Parvovirus canino MEDIANTE EL MÉTODO DEL RAPID KIT CPV AG EN PACIENTES CON GASTROENTERITIS (Tesis de*

- Grado*). UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO, TARAPOTO- PERU. Obtenido de https://tesis.unsm.edu.pe/bitstream/handle/11458/831/TP_MVET_00001_2017.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Mohan, R., Nauriyal, D., & Singh, K. (1993). Detection of canine parvo virus in faeces, using a parvo virus elisa test kit. *Indian Veterinary Journal* , 7(4), 301-303.
- Murphy, F., Gibbs, P., Horzinek, M., & Studdert, M. (1999). *Veterinary Virology*. Elsevier: An Imprint of Elsevier. Obtenido de <https://books.google.com.ec/books?id=w6xWOGp2RMC&printsec=frontcover&hl=es#v=onepage&q&f=false>
- Nandi, S., & Kumar, M. (3 de Septiembre de 2010). Parvovirus canino: perspectiva actual. *Revista India de Virología*, 21, 31-44. Obtenido de <https://doi.org/10.1007/s13337-010-0007-y>
- P. J. Quinn, B. K. (2008). *Microbiología y enfermedades infecciosas veterinarias*. España: Editorial ACRIBIA, S.A.
- Parrish, C. R. (1995). Pathogenesis of feline panleukopenia virus and canine parvovirus. *Bailliere's clinical haematology*, 8(1), 57-71. doi:[https://doi.org/10.1016/s0950-3536\(05\)80232-x](https://doi.org/10.1016/s0950-3536(05)80232-x)
- Pauta, C. (2012). “*DIAGNÓSTICO DE PARVOVIRUS CANINO MEDIANTE EL MÉTODO DEL RAPID KIT CPV AG EN PACIENTES CON SIGNOS GASTROENTÉRICOS ATENDIDOS EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO “CÉSAR AUGUSTO GUERRERO” (Tesis de Grado)*. Universidad Nacional de Loja , Loja . Obtenido de [https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/5391/1/DIAGN%
c3%93STICO](https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/5391/1/DIAGN%c3%93STICO)

%20DE%20PARVOVIRUS%20CANINO%20MEDIANTE%20EL%20M%20c3%89T
 ODO%20DEL%20RAPID%20KIT%20CPV%20AG%20EN%20PACIENTES%20C
 ON%20SIGNOS%20.pdf

Penelo, S. (2017). *Estudio y caracterización de cepas de parvovirus canino en España (Tesis Doctoral)*. UNIVERSIDAD COMPLUTENSE DE MADRID, Madrid , España.

Pereira, C., Monezi, T., Mehnert, D., D'Angelo, M., & Durigon, E. (2000). Molecular characterization of canine parvovirus in Brazil by polymerase chain reaction assay. *Veterinary Microbiology*, 75(2), 127-133. Obtenido de <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0378113500002145>

Pollok y colaboradores. (1980). CANINE PARVOVIRUS. *Small Animal Clinic*, 75(10), 1541-1555. Obtenido de <https://pascal-francis.inist.fr/vibad/index.php?action=getRecordDetail&idt=PASCAL8110145236>

Praveen, K., Garg, S. K., Bandyopadhyay, S. K., Sing, R., & Shrivastavn, S. (2003). Haemagglutinating activity of canine parvovirus. *Indian Journal oJ Animal Sciences*, 73(2), 123-125. Obtenido de https://www.researchgate.net/profile/Rashmi-Singh-13/publication/286866068_Detection_of_canine_parvovirus_DNA_by_polymerase_chain_reaction/links/5735a4c008ae9f741b29a3a2/Detection-of-canine-parvovirus-DNA-by-polymerase-chain-reaction.pdf

Rivadeneria, P., & Gómez, N. (Enero de 2011). Parvovirus Canino: su Evolución. *Veterinaria argentina*, 23(273), 6. Obtenido de <https://www.veterinariargentina.com/revista/2011/01/parvovirus-canino-su-evolucion/comment-page-1/>

- Scott, F. (1 de Marzo de 1980). Virucidal disinfectants and feline viruses. *American Journal of Veterinary Research*, 41(3), 410-414. Obtenido de <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/6245610/>
- Segovia, I. G. (2007). MANEJO CLÍNICO DE LA PARVOVIROSIS CANINA EN URGENCIAS. *Revista Complutense de Ciencias Veterinarias, supl. VI Congreso de Ciencias Veterinarias y biomédicas*, 1(2), 1-8. Obtenido de <https://bibliotecas.ups.edu.ec:2598/docview/220929832/fulltextPDF/195D105D578E4404PQ/1?accountid=32861>
- Sosa, K. (2009). *Estudio de la diversidad del Parvovirus canino tipo 2 (CPV-2) mediante el análisis de repetidos en el genoma viral. (Tesis de Grado)*. Universidad de la Republica Uruguay, Montevideo.
- Stann, S., Di Giacomo, R., & Giddens, W. J. (1984). Clinical and pathologic features of parvoviral diarrhea in pound-source dogs. *ournal of the American Veterinary Medical Association*, 185(6), 651-655. Obtenido de <https://europepmc.org/article/med/6092314>
- Svarzman, L. (2014). En *Compendio de enfermedades de los canino y felinos domésticos*. Buenos Aires, Argentina: Editorial de la Universidad de Plata.
- Tandazo, T. (2015). *Diagnostico de Parvovirus Canino mediante la Tecnica de ELISA, en veterinarias en la Ciudad de Santa Rosa (Tesis de Grado)*. Universidad Central de Machala, Machala. Obtenido de http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/1640/7/CD548_TESIS.pdf
- Valdez, Y. (9 de Junio de 2013). Todo sobre el parvovirus canino. *Lacronica.com*. Obtenido de

<https://bibliotecas.ups.edu.ec:2598/docview/1500593789/56EF3EFFFDAF41F3PQ/5?accountid=32861>

Waner, T., Mazar, S., Nachmias, E., Keren-Komblant, E., & Harrus, S. (2003). Evaluation of a dot ELISA kit for measuring immunoglobulin M antibodies to canine parvovirus and distemper virus. *The Veterinary Record*, 152(19), 588-591.

doi:<https://doi.org/10.1136/vr.152.19.588>

Weiser, J., Kowalski, H., & Hannover. (1980). Características clínico-patológicas de la enteritis parvoviral canina. *Journal-American-Animal-Hospital-Association*, 16, 809-814. Obtenido de <https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US19820738269>

Yapur, N. (20 de Septiembre de 2011). Mitos y verdades sobre el parvovirus canino. *El*

Nacional; Caracas. Obtenido de

<https://bibliotecas.ups.edu.ec:2598/docview/892716677/abstract/8658FC685EBA48B4PQ/1?accountid=32861>

8. ANEXOS

Figura 2. Toma de constantes fisiológicas a paciente clínicamente enfermo.



Figura 3. Paciente positivo hospitalizado para tratamiento.



Figura 4. Prueba Positiva a PVC.

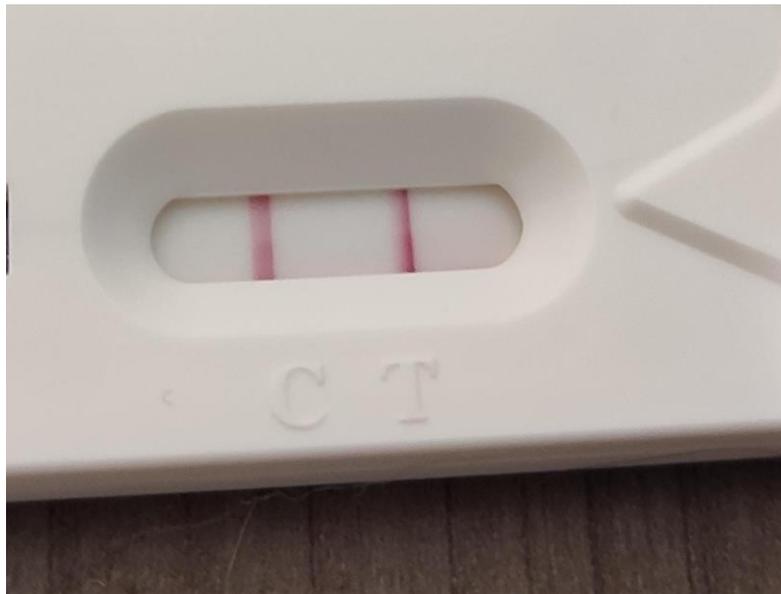


Figura 5. Prueba Negativa a PVC.

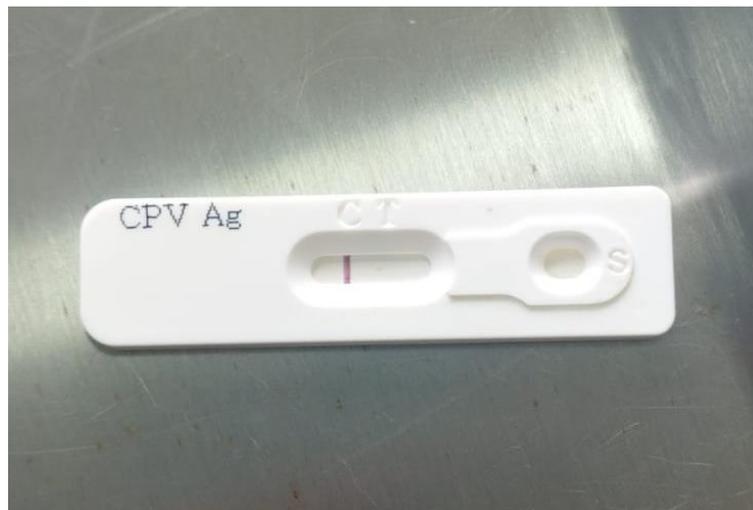


Figura 6. Hoja de Registro utilizada para obtención de datos.

Fecha: / /		Número Historia Clínica:	
DATOS DEL PROPIETARIO		DATOS DEL PACIENTE	
Nombres:		Nombre:	Sexo:
Documento Identidad:		Raza:	Especie:
Dirección:		Edad:	Color:
Teléfono:			Peso:
EXAMEN CLÍNICO			
F. Respiratoria: /rpm	F. Cardíaca: /rpm	Temperatura: °C	Pulso:
Tiempo Llenado Capilar:	Condición Corporal:		
Mucosas:	Actitud y Temperamento: Letárgico (); Estuporoso (); Comatoso (); Alerta ()		
	Otro:		
ANAMNESIS			
Dieta:	Balaceado: ____	Casero: ____	Mixto: ____
Estado reproductivo	Entero:	Esterilizado/Castrado:	
Habitad:			
Convivencia con otros animales: SI ____ NO ____			
VACUNACIÓN		ULTIMA DESPARASITACIÓN:	
NO ____		Si ____ No ____	
PVC ____ FECHA ____		Producto: _____	
TRIPLE ____ FECHA ____		Fecha: _____	
QUINT ____ FECHA ____			
RE-QUINT ____ FECHA ____			
SEXTU ____ FECHA ____			
RE-SEXTU ____ FECHA ____			
RABIA ____ FECHA ____			
OTRA ____ FECHA ____			
¿Cuál? ____			
MOTIVO DE CONSULTA:			
LISTA DE PROBLEMAS		DIAGNOSTICO DIFERENCIALES	
1.		1.	
2.		2.	
3.		3.	
EXÁMENES COMPLEMENTARIOS			
PVC: SI ____ POSITIVO: ____ NEGATIVO: _____			
Química sanguínea	Frotis (raspado piel)	Cultivos	
Rayos X	Coprológico	Biopsia	
Ecografía	Parcial de Orina	Otros (cuales)	

Figura 7. Base de Datos de todos los pacientes muestreados.

Nº	Edad (Meses)	Sexo	Raza	Vacunación	Condición corporal	Habitad	Interacción con otros animales	Prueba de parvovirus
1	3	Hembra	Poodle Alemán	No	2	Urbano	Si	Positivo
2	4	Hembra	Mestizo	Si	1	Urbano	Si	Positivo
3	5	Hembra	Golden Retriever	No	5	Urbano	No	Negativo
4	2	Macho	Pitbull	No	1	Rural	Si	Positivo
5	3	Hembra	Chihuahua mix	No	2	Urbano	Si	Negativo
6	3	Hembra	Mestizo	No	1	Rural	Si	Positivo
7	7	Macho	Mestizo	Si	2	Rural	Si	Negativo
8	5	Macho	Rottweiler	Si	2	Urbano	No	Positivo
9	5	Hembra	Pitbull mix	Si	3	Rural	No	Positivo
10	3	Macho	Pitbull	Si	2	Urbano	Si	Negativo
11	2	Macho	Mestizo	No	4	Rural	Si	Positivo
12	7	Macho	Mestizo	No	2	Urbano	No	Negativo
13	2	Hembra	Mestizo	No	3	Urbano	No	Negativo
14	3	Macho	Mestizo	Si	2	Rural	Si	Positivo
15	3	Macho	Shih Tzu	No	3	Urbano	Si	Positivo
16	2	Hembra	Mestizo	No	1	Rural	Si	Negativo
17	4	Hembra	Poodle Alemán	Si	2	Rural	Si	Negativo
18	4	Hembra	Pastor Aleman	Si	1	Rural	Si	Positivo
19	5	Macho	Chihuahua	No	2	Urbano	No	Positivo
20	2	Macho	Mestizo	No	1	Urbano	Si	Positivo
21	3	Hembra	Pequines	No	1	Urbano	Si	Negativo
22	3	Hembra	Shih Tzu	No	2	Urbano	No	Positivo
23	2	Hembra	Pitbull	No	2	Urbano	Si	Positivo
24	2	Macho	Mestizo	Si	2	Rural	Si	Positivo
25	3	Macho	Pitbull	No	2	Urbano	Si	Positivo
26	3	Macho	Shih Tzu	No	2	Urbano	Si	Positivo
27	2	Macho	Mestizo	No	1	Urbano	Si	Positivo
28	2	Hembra	Mestizo	Si	2	Urbano	Si	Negativo
29	3	Macho	Mestizo	Si	2	Rural	Si	Positivo
30	4	Hembra	French poodle	Si	2	Urbano	Si	Positivo
31	3	Hembra	Mestizo	Si	2	Urbano	Si	Positivo
32	3	Hembra	Mestizo	Si	2	Urbano	Si	Negativo
33	2	Macho	French poodle	No	2	Urbano	No	Positivo
34	4	Macho	Chihuahua	No	1	Urbano	Si	Positivo
35	3	Hembra	Mestizo	Si	1	Rural	Si	Positivo
36	3	Hembra	Mestizo	Si	1	Rural	Si	Positivo
37	3	Macho	Husky Siberiano	No	2	Urbano	Si	Positivo
38	4	Hembra	Golden Retriever	No	2	Urbano	Si	Positivo
39	2	Hembra	Mestizo	Si	2	Urbano	Si	Positivo
40	4	Macho	Labrador	No	1	Rural	Si	Positivo
41	3	Macho	Mestizo	Si	1	Rural	Si	Negativo
42	5	Macho	French poodle	Si	2	Rural	No	Positivo
43	2	Macho	Pitbull	Si	1	Urbano	Si	Positivo
44	3	Hembra	Pastor Aleman	No	2	Rural	Si	Negativo
45	4	Macho	Mestizo	Si	2	Urbano	Si	Positivo
46	4	Macho	Mestizo	Si	2	Urbano	Si	Negativo
47	3	Macho	Mestizo	No	2	Rural	Si	Positivo
48	3	Macho	French poodle	No	1	Rural	No	Positivo

49	3	Macho	Golden Retriever	No	2	Urbano	No	Positivo
50	3	Macho	Mestizo	Si	1	Urbano	Si	Negativo
51	4	Macho	Beagle	Si	3	Urbano	Si	Positivo
52	3	Hembra	Mestizo	Si	2	Urbano	Si	Positivo
53	6	Hembra	French poodle	Si	2	Urbano	No	Positivo
54	5	Hembra	Rottweiler	Si	2	Rural	Si	Positivo
55	3	Macho	Mestizo	No	2	Urbano	Si	Positivo
56	3	Hembra	Mestizo	No	2	Rural	Si	Negativo
57	4	Hembra	Golden Retriever	No	1	Urbano	Si	Positivo
58	3	Macho	Mestizo	No	1	Rural	Si	Positivo
59	3	Hembra	Mestizo	Si	1	Urbano	No	Positivo
60	4	Macho	Mestizo	No	2	Rural	Si	Negativo
61	2	Macho	French poodle	No	1	Urbano	No	Positivo
62	4	Macho	Mestizo	No	2	Urbano	No	Positivo
63	4	Hembra	Labrador	No	2	Urbano	No	Positivo
64	5	Hembra	Pastor Aleman	No	1	Urbano	Si	Positivo
65	3	Hembra	Mestizo	Si	1	Urbano	Si	Positivo
66	3	Hembra	Pastor Aleman	Si	2	Urbano	Si	Positivo
67	3	Macho	Pastor Aleman	Si	2	Rural	Si	Positivo
68	2	Macho	Golden Retriever	No	2	Rural	Si	Positivo
69	2	Macho	French poodle	Si	1	Rural	Si	Positivo
70	3	Hembra	French poodle	Si	2	Rural	Si	Positivo
71	4	Hembra	French poodle	No	2	Urbano	Si	Positivo
72	4	Macho	Golden Retriever	No	2	Rural	No	Positivo
73	3	Macho	Mestizo	Si	2	Rural	Si	Positivo
74	3	Hembra	Mestizo	No	2	Urbano	No	Positivo
75	3	Hembra	Pastor Aleman	Si	1	Urbano	Si	Positivo
76	3	Macho	French poodle	Si	1	Urbano	Si	Positivo
77	3	Hembra	Mestizo	Si	1	Rural	No	Positivo
78	3	Hembra	Mestizo	No	2	Urbano	No	Positivo
79	5	Macho	Mestizo	No	2	Rural	Si	Positivo
80	4	Macho	Mestizo	No	2	Urbano	Si	Positivo
81	4	Macho	Mestizo	No	2	Urbano	Si	Positivo
82	5	Hembra	French poodle	No	2	Rural	Si	Positivo
83	2	Hembra	Husky Siberiano	Si	1	Urbano	Si	Positivo
84	3	Hembra	Mestizo	Si	2	Urbano	Si	Positivo
85	3	Macho	Mestizo	Si	2	Urbano	Si	Positivo
86	3	Hembra	Mestizo	Si	1	Rural	Si	Positivo
87	2	Hembra	French poodle	No	2	Urbano	Si	Positivo
88	4	Hembra	Mestizo	No	2	Urbano	No	Positivo
89	2	Hembra	Golden Retriever	Si	1	Urbano	Si	Positivo
90	2	Macho	Mestizo	Si	1	Urbano	Si	Positivo
91	3	Macho	Mestizo	Si	2	Urbano	Si	Negativo
92	3	Hembra	Mestizo	Si	2	Urbano	Si	Negativo
93	2	Hembra	Mestizo	No	2	Urbano	Si	Negativo
94	3	Hembra	Pequines	Si	1	Urbano	Si	Negativo
95	3	Hembra	Shih Tzu	Si	1	Rural	Si	Negativo

96	2	Macho	Pastor Aleman	No	1	Rural	Si	Negativo
97	3	Macho	Mestizo	No	2	Urbano	Si	Negativo
98	2	Macho	Golden Retriever	Si	1	Rural	Si	Negativo
99	3	Hembra	French poodle	No	2	Urbano	Si	Negativo
100	3	Hembra	French poodle	No	1	Urbano	Si	Negativo

Figura 8. Prevalencia según edad mediante el método de ELISA Cualitativa.

Prevalencia según edad mediante el método de ELISA cualitativa

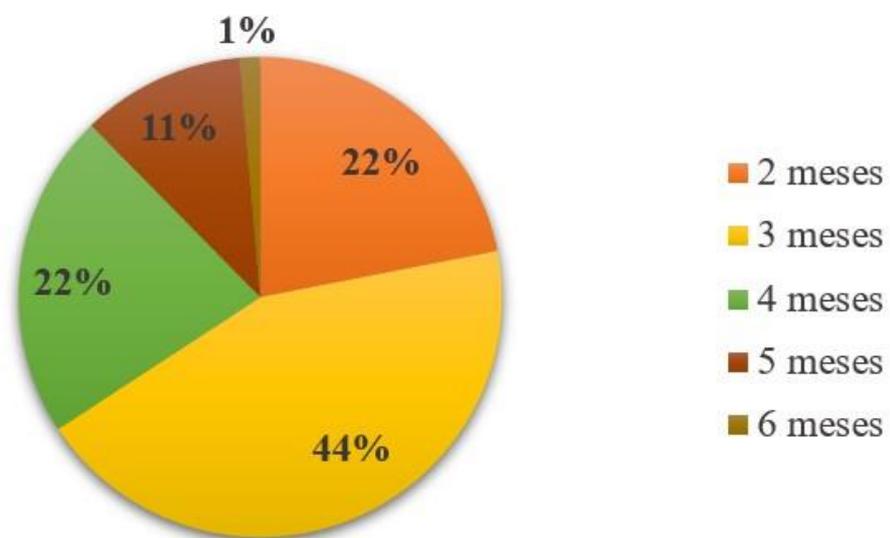


Figura 9. Prevalencia según la raza mediante el método de ELISA cualitativa.

