

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

**UNIDAD XOCHIMILCO**

**DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD**

**DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL**

**LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**INFORME FINAL DE SERVICIO SOCIAL**

**Estudio epidemiológico de parvovirus canino (PVC) en coatíes (*Nasua narica*) y mapaches (*Procyon lotor*) del Parque Museo de La Venta, Villahermosa, Tabasco.**

**Prestador del servicio social:**



**Arroyo Herrera Samanta**

Matrícula: 2172029606

**Asesores:**



**Interno: Dr. Rendón Franco Emilio**

No. económico: 34270

**Externo: Dra. Aréchiga Ceballos Nidia Guadalupe**



Cédula profesional: 8126038

**Lugar de realización:**

Laboratorio de parasitología, Universidad Autónoma Metropolitana, Calzada del Hueso 1100,  
Col. Villa Quietud, Delegación Coyoacán, C.P. 04960 CDMX.

**Fecha de inicio y término:**

Del 03 octubre 2022 al 04 abril de 2023.

## Introducción

El Parvovirus canino (PVC) es el causante de una de las enfermedades infecciosas con mayor transmisibilidad en carnívoros domésticos, la cual se caracteriza por generar gastroenteritis hemorrágica en sus hospederos hasta llegar a la muerte (Kundu *et al.*, 2020). Los parvovirus pueden causar enfermedades en varios carnívoros, dado que se han generado variantes antigénicas de la misma especie de virus. Hoy día, los carnívoros silvestres enfrentan serios problemas de conservación, siendo las enfermedades infecciosas una de las principales amenazas (Dik y Aslim, 2022; Funk *et al.*, 2001).

Los parvovirus caninos y felinos (PVC y PVF) pertenecen a las especies Protoparvovirus-1 carnívoro, conocidos como parvovirus carnívoros (Cotmore *et al.*, 2014). Este es un virus de tamaño pequeño y tienen una estructura genéticamente simple. Decaro y Buonavoglia (2012) lo describen sin envoltura, siendo los viriones simétricos y cúbicos, poseen ADN lineal monocatenario (ssDNA), aproximadamente con 5200 nucleótidos de longitud. Los genes, codifican para las proteínas NS1 y NS2 (no estructurales) y para las proteínas de la cápside VP1 y VP2 (estructurales) siendo VP2 la principal proteína de la cápside, altamente antigénica, desempeñando papeles importantes en la detección del virus, intervalo de hospederos susceptibles y tropismos celulares (Parthiban *et al.*, 2012; Pérez *et al.*, 2012)

Se describió a este virus por primera vez en 1978, cuando se originó una panzootia mundial y se identificó como una variante de la Panleucopenia felina (PVF) (Nandi y Kumar, 2010). Al inicio, el virus se identificó como Parvovirus Canino (PVC-2), en 1980 la cepa original evolucionó a tipo PVC-2a y en 1984 apareció una variante denominada PVC-2b., Estas alteraciones se asociaron a una adaptación genética, que permitió a los parvovirus replicarse y propagarse en forma más eficaz en perros susceptibles. Posteriormente, en el 2000 se informó de PVC-2c, una adaptación entre el PVC-2 y el virus de la Panleucopenia Felina (Díaz, Correa y Vera, 2008; Decaro *et al.*, 2006).

Actualmente, 3 variantes antigénicas de PVC han sido reconocidas (PVC-2a, PVC-2b, PVC-2c) lo que evidencia su adaptación al hospedero en un tiempo corto desde su aparición (Balboni *et al.*, 2021; Chang y Chen, 2021). Estudios recientes han descrito la transmisión entre especies (Calatayud *et al.*, 2020); Duarte *et al.*, (2013) y Mendenhall *et al.*, (2016) son algunos de los investigadores que reportan la transmisión entre carnívoros silvestres y domésticos con base en la secuenciación de la proteína VP2, es decir, que los carnívoros silvestres y domésticos comparten parvovirus idénticos o estrechamente relacionados.

Respeto a la patogenia, Mott y Morrison en 2019, reportaron que PVC-2 va infectando rápidamente a las células con alta capacidad divisoria del tracto gastrointestinal, médula ósea, tejido linfoide, epitelio oral y miocitos cardíacos. Como resultado se puede obtener leucopenia significativa, gastroenteritis hemorrágica y miocarditis en cachorros muy jóvenes, llegando a tener consecuencias letales (Chang *et al.*, 2020 y Mazzaferro, 2020).

Debido al impacto del virus en carnívoros, es importante realizar estudios epidemiológicos a diferentes escalas lo que permitirá establecer el impacto de los patógenos en la salud de ciertas poblaciones de animales silvestres (De la Rosa *et al.*, 2016).

Los coatíes (*Nasua narica*) y mapaches (*Procyon lotor*) pertenecen a la familia Procyonidae del orden Carnívora y son dos de las siete especies de prociónidos presentes en México (Ceballos y Arroyo-Cabrales, 2012). Estas especies de prociónidos habitan una amplia gama de ambientes semiurbanos, rurales y silvestres, su alimentación es omnívora, consumen principalmente frutas e insectos y en menor cantidad vertebrados pequeños (Gompper, 1996), siendo importantes dispersores de semillas (Sáenz, 1994). Los coatíes son mamíferos de talla mediana que se organizan en grupos llamados bandas, compuestas por hembras adultas y sus crías, mientras los machos adultos son solitarios, así como algunas poblaciones de mapaches. Ambas especies prefieren bosques húmedos tropicales con árboles altos, pero debido a la invasión de hábitad y rápido crecimiento de la urbe, estos viven muy cerca de asentamientos humanos, como parques turísticos y áreas ganaderas (Valenzuela, 2005).

De acuerdo con Packer *et al.*, (1999) el estrecho contacto de los animales de vida silvestre con los humanos y animales domésticos se vincula a un aumento de la prevalencia de patógenos. Por otra parte, las enfermedades causadas por los patógenos comunes en los animales domésticos pueden resultar en alteraciones importantes para los animales silvestres (Steinel *et al.*, 2001).

El presente trabajo pretende determinar la prevalencia de parvovirus canino y su efecto en una población de coatíes y una de mapaches del "Parque-Museo de La Venta" el cual está ubicado en la ciudad de Villahermosa, en el Estado de Tabasco, México (18° 00' 05.39" N 92° 56' 02.52" O, 17 msnm), contando con un espacio de 6.5 hectáreas dividido en dos áreas, la arqueológica y la zoológica. El territorio posee por un clima húmedo y tropical con un rango de temperatura de 17.3 a 42.5 °C, una humedad relativa del 80% y una precipitación promedio de más de 2,000 a 4,000 mm por año. Cuenta con alrededor de 62 especies de fauna viva, entre aves, reptiles y mamíferos, que incluyen al jaguar (*Panthera onca*), puma (*Puma concolor*), mono araña (*Ateles sp.*), mono aullador (*Alouatta palliata*) y Tlacuaches (*Didelphis marsupialis*), entre otros (Beauregard, 2021). Así mismo se pueden encontrar animales domésticos como, perros y gatos.

Los coatíes y mapaches se encuentran en espacios libres dentro del parque, el cual se caracteriza por ser un área verde rodeada por una laguna y asentamientos humano. Estos prociónidos son alimentados por los recursos locales, por el personal del zoológico y los visitantes del lugar lo que provoca contacto directo con humanos. Por ello, la importancia de conocer si estos carnívoros silvestres se encuentran infectados por parvovirus canino y el efecto que este virus pueda tener sobre su salud.

## **Objetivo General**

Conocer la prevalencia de parvovirus canino y su efecto en una población de coatíes y una de mapaches del “Parque-Museo de La Venta” Villahermosa, Tabasco.

## **Objetivos específicos**

- Determinar la presencia de anticuerpos contra parvovirus por medio de la técnica inhibición de la hemaglutinación en coatíes y mapaches del Parque Museo de La Venta.
- Interpretar análisis hematológicos y correlacionar con infección por parvovirus.

## **Metodología**

El muestreo se realizó en el “Parque-Museo de La Venta” Villahermosa, donde la población calculada es de,  $98 \pm 26.3$  (media  $\pm$  SE) para mapaches y  $108 \pm 7.7$  (media  $\pm$  SE) para coatíes.

Se realizaron capturas de mapaches durante 4 noches consecutivas con trampas de caja (No. 108, Tomahawk Live Trap Company, Hazelhurst WI, EE. UU.) que tenían como cebo sardina enlatada. Los coatíes se capturaron mediante sedación con un dardo disparado con una cerbatana a una distancia de 2 a 4 metros del animal. La contención química se realizó con clorhidrato de ketamina al 10% (Pisa-Agropecuaria, Guadalajara, JAL, Mx) a una dosis de 0.4 a 1ml por animal, y xilacina (Pisa-Agropecuaria, Guadalajara, JAL, Mx) a una dosis de 0.1 a 0.2 ml., la cual dependió de la especie y tamaño del animal.

Se recolectaron un total de 29 muestras de sangre de coatí y 9 muestras de mapache, misma que se extrajo de la vena yugular en tubos sin anticoagulante y con EDTA. Se separó el suero de las muestras colectadas sin anticoagulante con ayuda de la centrífuga a 1500 revoluciones por minuto (rpm) durante 10 minutos, se recuperó el suero y se congeló a  $-20^{\circ}\text{C}$  hasta su uso.

Todos los análisis se realizaron dentro del Laboratorio de Parasitología Veterinaria perteneciente a la Universidad Autónoma Metropolitana.

Las muestras de sangre completa se procesaron para obtener hemograma con un aparato Bcvet 2 del fabricante Kitlab de acuerdo con las especificaciones del fabricante.

El suero almacenado se colocó a temperatura ambiente para posteriormente su desnaturalización con calor a  $56^{\circ}\text{C}$  durante 30 min. Se mezcló en volúmenes iguales con caolín al 25% (dilución con PBS) y durante 30 min se mantuvieron en constante movimiento. Para purificar se colocaron en centrífuga a 2000 rpm durante 10 minutos, utilizando el sobrenadante para el proceso de inhibición de hemaglutinación (IH) para la detección de anticuerpos anti-parvovirus.

Para el proceso de IH se utilizó vacuna comercial Virbac Parvigen® monovalente (Parvovirus Canino vivo cepa atenuada Cornell CVP/780916, 105- 107 DIC50) como antígeno, diluido con  $400\mu\text{L}$  de PBS permaneciendo a una concentración de 1:2. Para la primera incubación se colocaron  $12.5\mu\text{L}$  de virus y  $12.5\mu\text{L}$  de suero de coatí o mapache, según correspondiera en

microtubos. Como controles se utilizaron suero de perro vacunado y suero de perro no vacunado, lo cual permitió hacer una diferenciación clara de respuesta antígeno-anticuerpo. Para la actividad hemoaglutinante del virus se usaron dos controles, control de hemoaglutinación (HA) que contiene virus(12.5µL) más PBS (12.5µL) y control inhibición de la hemoaglutinación (IH) que solo incluye PBS (25µL), esto siendo por duplicado por cada muestra. Ya homogeneizados, el contenido de cada microtubo se almacenó a 4°C durante 30 min. Una vez transcurrido este tiempo, se añadieron 25µL de glóbulos rojos de cerdo previamente preparados al 2.5 % (dilución con PBS) a cada microtubo, pasando a la siguiente incubación a 4°C durante 45 min. Finalmente se tomaron 10µL de sobrenadante, se colocó en una laminilla y se observó al microscopio Olympus® CX31 con un lente objetivo 40x, para determinar la HA o IH de cada muestra. La interpretación fue la siguiente: positivas aquellos sueros que inhiben la aglutinación indicando la presencia de anticuerpos a PVC; negativo cuando las células mostraron aglomeración.

Se calcularon las prevalencias y se compararon por especies, sexo y edad, mediante pruebas de Xi cuadrada. Se realizó el análisis de Mann-Whitney para determinar asociación entre la presencia de anticuerpos contra parvovirus y el hemograma. Todos los análisis se realizaron con ayuda de los Software libres PAST® y Openepi®

### **Actividades realizadas**

- Captura y muestreo de coatíes y mapaches del Parque-Museo de La venta, Villahermosa, Tabasco.
- Capacitación para el uso del material y equipo del laboratorio.
- Inmunización de perro contra PVC.
- Recolección de sangre de cerdo.
- Estandarización de prueba de inhibición de hemoaglutinación para coatíes y mapaches.
- Procesamiento de sueros para pruebas de serología.
- Análisis estadístico de resultados.

### **Metas alcanzadas**

- Se obtuvo la prevalencia de PVC en sueros en una población de coatíes y mapaches, captura de junio 2022.
- Se realizaron pruebas de inhibición de hemoaglutinación de 29 coatíes y 9 mapaches.
- Se analizaron resultados hematológicos y se correlacionaron con animales positivos, por especie, sexo y edad.

## Resultados y discusión

La seroprevalencia de coatíes fue de 58.6% (IC 95% 40.2-75.3) y de mapaches de 88.8% (IC 95.0% 56.1- 99.4), no presentando diferencia significativa entre las dos especies ( $p=0.094$ ). Tampoco hubo diferencia significativa entre machos y hembras ( $p=0.366$ ), ni en adultos y jóvenes ( $p=0.765$ ) de coatíes. Respecto al grupo de los mapaches, estadísticamente no hubo diferencia significativa entre sexo ( $p=0.280$ ) y solo hubo captura de ejemplares adultos, estos datos se muestran en el cuadro 1.

Respecto al efecto de PVC sobre valores hemáticos, en el cuadro 2 se muestra el promedio de cada grupo y el valor P de comparación entre animales positivos y negativos estratificados por especie y sexo. No se encontró ninguna diferencia entre grupos.

**Cuadro 1.** Animales positivos a prueba de IH, prevalencia (valor de IC 95%) y valor de P.

Grupo	Positivos	Población	Prevalencia (IC 95%)	Valor de P
Coatíes	17	29	58.6% (40.2 -75.3)	0.094
Mapaches	8	9	88.8% (56.1- 99.4)	
Coatíes Hembras	10	19	52.6% (30.6- 73.8)	0.366
Coatíes Machos	7	10	77.7% (43.7-96.0)	
Coatíes Adultos	15	26	57.6% (38.3-75.3)	0.765
Coatíes Jóvenes	2	3	66.6% (13.2- 98.3)	
Mapaches Hembras	4	5	80% (33.4- 99.0)	0.280

<b>Mapaches Machos</b>	4	4	100% (47.29- 100)	
------------------------	---	---	-------------------	--

La circulación de protoparvovirus esta reportada mayormente en mapaches, pero también en coatíes (*Nasua nasua*), la cual ha sido demostrada en los trabajos hechos por Spera *et al.*, (2020), Bucafusco *et al.* (2019), Canuti *et al.* (2017), Kamps *et al.* (2015) y Orozco *et al.* (2014). En 2014, Allison y colaboradores reportaron la transmisión sostenida de parvovirus en mapaches, así como también, resultan ser vectores para la transmisión del virus a otras especies carnívoras. Por ello, dada la susceptibilidad que poseen, tanto coatíes como mapaches al virus de la panleucopenia felina (VPF), al virus de la enteritis del visón (MEV) y al parvovirus canino (PVC), es posible la transmisión cruzada entre especies, lo que explicaría en este caso la nula diferencia estadística de prevalencia entre ambos grupos y, tanto en hembras y en machos de este estudio. Esto puede deberse a que se desarrollan en un mismo ambiente y a pesar de expresar diferentes comportamientos, la transmisión indirecta mediante fómites es parte importante en la propagación y mantenimiento de este virus en la población, así también los perros y gatos domésticos pueden servir como fuente de infección del virus (Furtado *et al.* 2016; Hoelzer y Parrish, 2010) por lo que el virus presenta una gran circulación en ambas poblaciones. Este estudio reporta por primera vez la seroprevalencia de PVC en coatíes y mapaches en Villahermosa, Tabasco, así mismo, al formar parte de la estructura epidemiológica, pueden afectar a otros animales de vida libre, especialmente aquellos que habitan reservas naturales y tienen un mayor contacto con animales domésticos y humanos (Rendón-Franco *et al.*, 2023); y como señalan Spera y colaboradores (2020), estos prociénidos cumplen un papel importante como reservorios y portadores del virus para otros animales domésticos y salvajes.

Las seroprevalencias reportadas para PVC en los últimos 10 años en perros fueron, 51.3% en Puno, Perú (Pineda, 2019), 95.6% en Boyeros, Cuba (Pino-Rodríguez *et al.*, 2018), 88.5% en Madre de Dios, Perú (Rodríguez, 2016) y, 78% en Araucanía, Chile (Acosta-Jamett *et al.*, 2015), lo que coincide con lo encontrado en esta investigación, lo que indica una exposición de los coatíes y los mapaches al virus y una amplia circulación de este dentro del parque. Acosta-Jamett (2010) reconoce que, mientras mayor sea la interacción entre humanos, animales domésticos y animales de vida libre, se favorece la propagación de agentes patógenos, como PVC, lo que implica un riesgo potencial de las poblaciones de vida silvestre.

**Cuadro 2.** Promedio y desviación estándar (DE) de cada grupo y valor P de comparación de grupos del conteo celular de la línea blanca.

Grupo	Leucocitos x10 <sup>9</sup> /L		Neutrófilos segmentados x10 <sup>9</sup> /L		Linfocitos x10 <sup>9</sup> /L		Monocitos x10 <sup>9</sup> /L		Eosinófilos x10 <sup>9</sup> /L	
	Promedio (DE)	Valor P	Promedio (DE)	Valor P	Promedio (DE)	Valor P	Promedio (DE)	Valor P	Promedio (DE)	Valor P
<b>Coatíes positivos</b>	10.7 (1.3)	0.763	3.8 (1.3)	0.504	4.19 (1.5)	0.082	0.5 (0.2)	0.946	2.1 (1.1)	0.504
<b>Coatíes negativos</b>	10.9 (3.5)		4.3 (1.5)		3.2 (2.0)		0.9 (1.2)		2.4 (1.0)	
<b>Coatíes positivos hembras</b>	11.2 (1.4)	0.281	4.0 (1.1)	0.520	3.8 (1.2)	0.520	0.6 (0.3)	0.72	2.7 (1.4)	0.152
<b>Coatíes positivos machos</b>	10.2 (1.2)		3.6 (1.5)		4.4 (1.7)		0.5 (0.1)		1.6 (0.6)	
<b>Mapaches positivos hembras</b>	13.9 (3.9)	0.052	8.5 (3.1)	0.215	4.2 (0.9)	0.051	1.0 (0.1)	0.051	0.08 (0.0)	0.359
<b>Mapaches positivos macho</b>	6.9 (2.4)		4.1 (1.5)		2.2 (0.8)		0.4 (0.1)		0.03 (0.0)	

La presencia de anticuerpos contra el virus implica la exposición a éste en algún momento de su vida más no nos reporta una infección activa, lo que podría explicar el por qué no se encontraron diferencias hematológicas entre aquellos que poseen anticuerpos contra los que no. Esto también implica que los prociénidos evaluados pudieron cursar por la enfermedad de forma subclínica y haberse recuperado, o haber estado en contacto con el virus pero no enfermar y de esta manera generar anticuerpos contra el virus pero no alteraciones hematológicas al momento del muestreo. Por otra parte, los individuos que cursaron con una



infección letal por la gravedad del cuadro clínico no se llegaron a muestrear en este estudio (Pino-Rodríguez *et al.*, 2018; Allison *et al.*, 2013).

Los coatíes y los mapaches son animales que se han adaptado a la vida en zonas urbanizadas, lo que los hace más susceptibles a agentes infecciosos propios de especies domésticas o en estrecho contacto con humanos, compitiendo constantemente por recursos y espacio, generando mayor contacto entre especies. Se han reportado muertes súbitas a causa de este virus (Lin *et al.* 2021; Jia-Yu *et al.* 2018; Funk *et al.*, 2001) lo que concuerda con que en este estudio no se demuestren alteraciones a nivel de células blanco en relación con la seroprevalencia de PVC en estos prociénidos, ya que aquellos individuos sumamente susceptibles pudieron morir antes de ser capturados.

Por otro lado, las alteraciones de las células blancas pueden variar por el tiempo de incubación del virus y edad del hospedero (Zavaleta, 2022), ya que la infección se disemina con rapidez, especialmente en células con alta actividad mitótica (Barrs, 2019) afectando especialmente a animales jóvenes. Regularmente una infección de este tipo genera leucopenia, neutropenia y linfopenia en perros y gatos infectados (Urueña y Buitrago, 2022; Salavarieta 2014). Sin embargo, no poseemos rangos de referencia para células blancas en prociénidos de vida libre que nos permitan diferenciar valores fuera de rango, así mismo, la evaluación de este estudio fue la presencia de anticuerpos y no del virus propiamente.

En conclusión, la seroprevalencia de PVC en coatíes y mapaches fue alta, lo que nos indica la circulación del virus en el “Parque-Museo de la Venta” Villahermosa, Tabasco. Respecto a los estudios hematológicos no se encontraron alteraciones significativas. Por esta razón es importante continuar evaluando los efectos del PVC en estos animales a través de pruebas que detecten la presencia del virus y no solo la exposición a este, así como realizar estudios de transmisión cruzada entre especies (domésticas y silvestres) que permitan identificar estrategias de prevención y control efectivas.

## **Recomendaciones**

1. Realizar estudios serológicos en otra temporada del año.
2. Realizar prueba de ELISA para comparar resultados de IH.
3. Realizar necropsias y el estudio histopatológico de animales muertos hallados dentro del parque.
4. Realizar pruebas de PCR y determinar la variante antigénica presente.

## Referencias

1. Acosta-Jamett, G. (2010). Papel de los perros domésticos en enfermedades de importancia para la salud humana y de la vida silvestre en el centro de Chile. *Archivo de investigación de Edimburgo*
2. Acosta-Jamett, G., Surot, D., Cortés, M., Marambio, V., Valenzuela, C., Vallverdu, A., & Ward, M. P. (2015). Epidemiology of canine distemper and canine parvovirus in domestic dogs in urban and rural areas of the Araucania region in Chile. *Veterinary Microbiology*. Aug 5;178(3-4):260-4.
3. Allison, A. B., Kohler, D. J., Fox, K. A., Brown, J. D., Gerhold, R. W., Shearn-Bochsler, V. I., & Holmes, E. C. (2013). Frequent cross-species transmission of parvoviruses among diverse carnivore hosts. *Journal of Virology*, 87(4), 2342-2347.
4. Balboni, A., Urbani, L., Delogu, M., Musto, C., Fontana, M. C., Meriardi, G., Lucifora, G., Terrusi, A., Dondi, F., & Battilani, M. (2021). Integrated use of molecular techniques to detect and genetically characterise DNA viruses in Italian wolves (*Canis lupus italicus*). *Animals*, 11(8), 2198.
5. Barrs, V.R. (2019) Feline Panleukopenia: A Re-emergent Disease. *Vet Clin North Am Small Animal Practice*. 49(4):651-670.
6. Beauregard, G. (2021). Figúrate una nueva misión para el Parque-Museo de La Venta. *Más Museos Revista Digital*, 3(4)1-10.
7. Bucafusco, D., Argibay, H., Diaz, L., Vega, C., Minatel, L., Postma, G.C., Rinas, M., Bratanich, A. (2019). First characterization of a canine parvovirus causing fatal disease in coatis (*Nasua nasua*). *Archives of Virology*. 164(12):3073-3079
8. Calatayud, O., Esperón, F., Velarde, R., Oleaga, Á., Llana, L., Ribas, A., Negre, N., De la Torre, Ana., Rodríguez, A., & Millán, J. (2020). Genetic characterization of Carnivore Parvoviruses in Spanish wildlife reveals domestic dog and cat-related sequences. *Transboundary and emerging diseases*, 67(2), 626-634.
9. Canuti, M., Britton, A.P., Graham, S.M., Lang, A.S. (2017) Epidemiology and molecular characterization of protoparvoviruses infecting wild raccoons (*Procyon lotor*) in British Columbia, Canada. *Virus Research*. 15;242:85-89.
10. Ceballos, G., & Arroyo-Cabrales, J. (2012). Lista Actualizada de los mamíferos de México 2012. *Revista Mexicana de Mastozoología*, 4484 (2), 2012 (Ejemplar dedicado a: nueva época), págs. 27-80.
11. Chang, A. M., & Chen, C. C. (2021). Molecular characteristics of Carnivore protoparvovirus 1 with high sequence similarity between wild and domestic carnivores in Taiwan. *Pathogens*, 10(6), 671.
12. Chang, D., Liu, Y., Chen, Y., Hu, X., Burov, A., Puzyr, A., Vondar, V., & Yao, L. (2020). Study of the immunogenicity of the VP2 protein of canine parvovirus produced using an improved Baculovirus expression system. *BMC Veterinary Research*, 16(1), 1-9.
13. Cotmore, S. F., Agbandje-McKenna, M., Chiorini, J. A., Mukha, D. V., Pintel, D. J., Qiu, J., Soderlund-Venermo, M., Tattersall, P., Tijssen, P., Gatherer, D., & Davison, A. J. (2014). The family parvoviridae. *Archives of virology*, 159(5), 1239-1247.

14. De la Rosa, J. L., Muñoz, C. I., Godínez, V. H., Villanueva, C., Gama, L. M., Almanza, A., & Rendón, E. (2016). Serological survey of anti-*Salmonella* antibodies in coatis (*Nasua narica*) and raccoons (*Procyon lotor*) in southeast Mexico. *Austral Journal of Veterinary Sciences*, 48(3), 283-288.
15. Decaro, N., & Buonavoglia, C. (2012). Canine parvovirus—a review of epidemiological and diagnostic aspects, with emphasis on type 2c. *Veterinary Microbiology*, 155(1), 1-12.
16. Decaro, N., Martella, V., Desario, C., Bellacicco, A. L., Camero, M., Manna, L., D'Aloja, D., & Buonavoglia, C. (2006). First detection of canine parvovirus type 2c in pups with haemorrhagic enteritis in Spain. *Journal of Veterinary Medicine, Series B*, 53(10), 468-472.
17. Díaz, R. CA, Correa, J.J., & Vera, A.V. (2008) Aspectos moleculares del virus de la parvovirus canina y sus implicaciones en la enfermedad. *Revista de Medicina Veterinaria*, 1(15), 57-65.
18. Dik, I., & Aslim, H.P. (2022). Investigation of the efficiency of pomegranate (*Punica granatum* L.) Peel extract on herpes simplex virus-1. *Eurasian Journal of Veterinary Sciences*, 38(2), 59-65.
19. Duarte, M.D., Henriques, A.M., Barros, S.C., Fagulha, T., Mendonca, P., Carvalho, P., Monteiro, M., Fevereiro, M., Basto, M., Rosalino, L., Barros, T., Bandeira, V., Fonseca, C., & Cunha, M.V. (2013). Snapshot of viral infections in wild carnivores reveals ubiquity of parvovirus and susceptibility of Egyptian mongoose to feline panleukopenia virus. *PLoS One*, 8(3), e59399.
20. Funk, S. M., Fiorello, C.V., Cleaveland, S., Laurenson, K., & Gompper, M.E. (2001). The importance of disease in carnivore conservation. *Carnivore conservation*. Cambridge University Press, Cambridge, 11-34.
21. Furtado, M.M., Hayashi, E.M., Allendorf, S.D., Coelho, C.J., de Almeida Jácomo, A.T., Megid, J., Ramos Filho, J.D., Silveira, L., Tôrres, N.M., & Ferreira Neto, J.S. (2016). Exposure of free-ranging wild carnivores and domestic dogs to canine distemper virus and parvovirus in the cerrado of central Brazil. *Ecohealth. Brasil*. 13, 549–557
22. Hoelzer, K., Parrish, C,R. The emergence of parvoviruses of carnivores.(2010) *Vet Research*. 41(6):39.
23. Jia-Yu, Y., Qian, Z., Fei-Fei, D., Chuan-Jie, T., Hui, P., Yuan-Yuan, S., Yong-feng, Z., Jian-li, W., Jiang, S., & Zhi-Jing, X. (2018). Emergence of novel canine parvovirus type 2 and its pathogenesis in raccoon dogs. *Veterinary microbiology*, 216, 7-12.
24. Kamps, A.J., Dubay, S.A., Langenberg, J., Maes, R.K. (2015) Evaluation of Trapper-Collected Nobuto Filter-Paper Blood Samples for Distemper and Parvovirus Antibody Detection in Coyotes (*Canis latrans*) and Raccoons (*Procyon lotor*). *Journal of Wildlife Diseases*. 51(3):724-8.
25. Kundu, S., Olutayo, O., Damilola, A., Oyebukola, N., & Adesina, F., (2020) Molecular characterisation of canine parvoviruses from clinical samples and vaccines in Nigeria. *Infection, Genetics and Evolution*. 85. 104553.

26. Lin, C.M., Hause, B., Gualtieri, D., & Robinson, N. (2021) Enteritis parvoviral y salmonelosis en mapaches con muerte súbita. *Revista de Investigación de Diagnóstico Veterinario*. 2021;33(6):1172-1175.
27. Mazzaferro, E. M. (2020). Update on canine parvoviral enteritis. *Veterinary Clinics: Small Animal Practice*, 50(6), 1307-1325.
28. Mendenhall, I. H., Low, D., Neves, E. S., Anwar, A., Oh, S., Su, Y. C., & Smith, G. J. (2016). Evidence of canine parvovirus transmission to a civet cat (*Paradoxurus musangus*) in Singapore. *One Health*, 2, 122-125.
29. Mott, J., & Morrison, J. A. (Eds.). (2019). *Blackwell's Five-minute Veterinary Consult Clinical Companion: Small Animal Gastrointestinal Diseases*. John Wiley & Sons. pp. 337-344.
30. Nandi, S., & Kumar, M. (2010). Canine parvovirus: current perspective. *Indian Journal of Virology*, 21(1), 31-44.
31. Orozco, M.M., Miccio, L., Enriquez, G.F., Iribarren, F.E., Gürtler, R.E. (2014). Serologic evidence of canine parvovirus in domestic dogs, wild carnivores, and marsupials in the Argentinean Chaco. *Journal of Zoo Wildlife medicine*. 45:555–563.
32. Packer, C., Altizer, S., Appel, M., Brown, E., Martenson, J., O'Brien, S. J., Roelke-Parker, M., Hofmann-Lehmann, R., & Lutz, H. (1999). Viruses of the Serengeti: patterns of infection and mortality in African lions. *Journal of Animal Ecology*, 68(6), 1161-1178.
33. Parthiban, M., Divya, K. C., Kumanan, K., & Bargavi, D. S. (2012). A rapid and highly reliable field-based LAMP assay of canine parvovirus. *Acta Virologica*, 56(1), 71.
34. Pérez, R., Bianchi, P., Calleros, L., Francia, L., Hernández, M., Maya, L., Panzera, Y., Sosa, K., & Zoller, S. (2012). Recent spreading of a divergent canine parvovirus type 2a (CPV-2a) strain in a CPV-2c homogenous population. *Veterinary Microbiology*, 155(2-4), 214-219.
35. Pineda, A.R. (2019). Seroprevalencia de parvovirus canino en la ciudad de Puno. Tesis de Licenciatura para MVZ. Universidad Nacional del Altiplano
36. Pino-Rodríguez, D., Márquez-Álvarez, M., Rojas-Hoyos, N. A., & Torres González-Chávez, M. (2018). Seroprevalencia de Parvovirus canino en perros del municipio Boyeros, La Habana, Cuba. *Revista de Salud Animal*, 40(1), 00-00.
37. Rendón-Franco, E., García-Baltazar, A., Muñoz-García, C.I., Villanueva-García, C., Gama-Campillo, L.M., Suzán, G., Aguilar-Setién, Á., & Aréchiga-Ceballos, N. (2023). Seroepidemiological analyses of rabies virus in two procyonid species from La Venta urban park, in Tabasco, Mexico. *European Journal of Wildlife Research*, 69.
38. Rodríguez, N.A. (2016). Seroprevalencia de parvovirus canino en canes domésticos (*Canis lupus familiaris*) de la comunidad nativa Ese´Eja de Infierno, Departamento de Madre de Dios. Tesis de Licenciatura para MVZ. Universidad Alas Peruanas
39. Sáenz, J. (1994). Ecología del pizote (*Nasua narica*) y su papel como dispersador de semilla en el bosque seco tropical, Costa Rica. Tesis de Maestría, Universidad Nacional San José, Costa Rica. San José, Costa Rica.
40. Salavarieta, R.A., Espinosa, A.C., Manuel, A.V., & Mejía, M.G. (2014). Efecto de los polipéptidos linforeticulares en caninos con parvovirus en Funza, Cundinamarca. *Journal of Agriculture & Animal Sciences*, 3(2).

41. Spera, C.G., Lorenzetti, E., Lavorente, L.P., de Calasans Marques, G., Bisca, J.M., Teixeira, C.R., Alfieri, A.A., & Alfieri, A.F. (2020) Canine parvovirus 2b in fecal samples of asymptomatic free-living South American coatis (*Nasua nasua*, Linnaeus, 1766). Brazilian Society of Microbiology. 1(3):1399-1403.
42. Steinell, A., Parrish, C. R., Bloom, M. E., & Truyen, U. (2001). Parvovirus infections in wild carnivores. Journal of Wildlife Diseases, 37(3), 594-607.
43. Urueña, M.A., & Buitrago, N.V. (2022). Virus de la Panleucopenia Felina en gatos domésticos (*Felis catus*). Feline Panleukopenia virus in domestic cats (*Felis catus*). Tesis de Licenciatura para MVZ. Universidad Cooperativa de Colombia, Facultad de Ciencias de la Salud, Medicina Veterinaria y Zootecnia, Ibagué
44. Valenzuela, D. (2005). Tejón, Coatí. *Nasua narica* (Linnaeus, 1766). Pp. 411-413 en Los Mamíferos Silvestres de México (Ceballos, G., y G. Oliva, coords.). Fondo de Cultura Económica / CONABIO. Ciudad de México, México.
45. Zavaleta, V. X. (2022). Evaluación de parámetros hematológicos en perros diagnosticados con Parvovirus canino tipo 2 en una clínica veterinaria de Lima, 2019-2020. Tesis de Licenciatura para MVZ. Universidad Científica del Sur.