

UNIVERSIDAD PERUANA CAYETANO HEREDIA

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia



**“Frecuencia de anticuerpos de Adenovirus Canino en
canes domésticos de la Comunidad Nativa
Ese'Eja de Infierno, Madre de Dios”**

**Tesis para optar el Título Profesional de:
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

**Paulo Colchao Claux
Bachiller en Medicina Veterinaria y Zootecnia**

**Lima – Perú
2018**

Dedicado a los que me acompañaron.
En especial, a los que me hicieron.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco al Programa de Ecología de Enfermedades y Medicina de la Conservación CORBIDI por el apoyo brindado en el desarrollo de esta investigación. De igual manera agradezco a la Comunidad Nativa Ese'Eja de Infierno, por permitir desarrollar este estudio en su territorio, por abrir sus puertas a la investigación de la salud animal, generación de nuevo conocimiento y su búsqueda de un mundo con enfoque holístico.

ABSTRACT

The objective of the present study was to determine the antibody frequency for Canine Adenovirus (CAV) in domestic dogs of the Native Community Ese'Eja de Infierno, located in the department of Madre de Dios, Peru. There was a sample of 35 dogs, 13 females and 22 males from three different age groups (15 puppies, 19 adults and an elder). Was conducted an interview with the owner to evaluate the health status of the individuals and a blood sample was obtained from the cephalic vein of the dogs. Blood serum was preserved in freezing until analysis using the ImmunoComb Canine Vaccicheck® (Biogal®) ELISA kit, which semi-quantitatively determines the presence of immunoglobulin G against CAV. An antibody frequency of 31,4%, 23,1% in females and 36,4% in males was obtained, however the difference was not significant. 26,7% of pups and 36,8% of adults were positive to CAV.

Keywords: Canine Adenovirus, antibodies, frequency, dogs, community, amazon

RESUMEN

El objetivo del estudio fue determinar la frecuencia de anticuerpos de Adenovirus Canino (CAV) en canes domésticos de la Comunidad Nativa Ese'Eja de Infierno, ubicada en el departamento de Madre de Dios, Perú. Se contó con una muestra de 35 canes, siendo 13 hembras y 22 machos de tres grupos etarios diferentes (15 cachorros, 19 adultos y un geronte). Se realizó una entrevista a cada dueño, para evaluar el estado de salud de los individuos y se obtuvo una muestra sanguínea de la vena cefálica de los canes. El suero sanguíneo se conservó en congelación hasta su análisis utilizando el kit de ELISA ImmunoComb Canine Vaccicheck® (Biogal ®) que determina de manera semi-cuantitativa la presencia de inmunoglobulina G contra CAV. Se obtuvo una frecuencia de anticuerpos de 31,4%, 23,1% en hembras y 36,4% en machos, sin embargo, la diferencia no fue significativa. El 26,7% de los cachorros y el 36,8% de los adultos de los canes muestreados resultaron positivos a CAV.

Palabras clave: Adenovirus canino, frecuencia, anticuerpos, canes, comunidad amazónica.

INTRODUCCIÓN

Los microorganismos que causan enfermedades forman parte de los ecosistemas y tiene un papel importante al regular el número de las poblaciones de animales, manteniendo la salud genética de estas (Smith *et al.*, 2009). Las enfermedades pueden alterar el sistema inmune, la reproducción y el crecimiento, modificar el comportamiento, e incluso causar la muerte del individuo (Wobeser, 2006). Dependiendo de los individuos afectados dentro de la población, la tasa de natalidad, mortalidad y migración pueden verse afectadas. Esto modifica la relación entre las poblaciones de predadores, presas y competidores, afectando la composición de la comunidad y, la productividad y estabilidad de los ecosistemas (Tompkins *et al.*, 2011). Está ampliamente demostrado que la actividad humana es un factor que modifica radicalmente los ecosistemas (Jakob-Hoff *et al.*, 2014). De esta manera, la interacción entre los seres humanos, los animales domésticos y la fauna silvestre, así como el manejo de fauna y los eventos climáticos y ambientales severos, pueden modificar la relación entre microorganismos patógenos, hospedero y medio ambiente, predisponiendo la introducción, diseminación e incidencia de enfermedades (Travis *et al.*, 2014).

La Amazonía peruana, conocida por su gran biodiversidad (Tuomisto *et al.* 1995), tiene numerosas Áreas Naturales Protegidas (ANPs), orientadas a la protección y el aprovechamiento sostenible de sus recursos naturales. Algunas de estas áreas colindan con comunidades nativas, como la Comunidad Nativa Ese'Eja de Infierno (CNI) aledaña a la Reserva Nacional Tambopata (RNT) y puerto de entrada al Parque Nacional Bahuaja-Sonene (PNBS). La CNI se encuentra ubicada a orillas del río Tambopata, en el departamento Madre de Dios, y se caracteriza por su gran diversidad biológica y ecosistémica (MINAGRI, 2012; Piana 2007; Pinedo y Summers, 2003). Esto favorece el desarrollo de diversas actividades económicas como la agricultura, agroforestería, caza, pesca, recolección, crianza de animales, turismo, entre otras (Stronza, 2000). El can doméstico (*Canis familiaris*) es un animal frecuentemente criado que suele acompañar al comunero en estas actividades.

Los canes domésticos son abundantes y portadores de distintas enfermedades infecciosas y parasitarias, muchas de las cuales pueden ser transmitidas a la fauna silvestre (Mörner *et al.*, 2002; OIE, 2010). Por este motivo, los canes domésticos han sido ampliamente utilizados como centinelas para evaluar la presencia de enfermedades que puedan afectar a los animales silvestres (Leite-Pitman *et al.*, 2003). Mediante la vigilancia activa de especies centinelas, utilizando pruebas serológicas, se pueden identificar patrones de infección actuales y pasados, pudiendo medir la prevalencia o ausencia de una determinada enfermedad (MacDiarmid, 2014; Thrusfield, 2007).

Existen cuatro virus ampliamente distribuidos a nivel mundial: el virus de la rabia, el Parvovirus canino, el Morbilivirus canino y el Adenovirus canino, los cuales causan enfermedades severas, amenazando la vida de los canes domésticos y algunas especies silvestres (Day *et al.*, 2016). Debido a que estos patógenos infectan a una amplia variedad de carnívoros, pueden suponer una amenaza importante para la conservación de especies silvestres (Knobel *et al.*, 2014; Murray *et al.*, 1999).

El Adenovirus canino (CAV) presenta dos serotipos, el Adenovirus Canino tipo 1 (CAV-1) responsable de la Hepatitis Infecciosa Canina, y el Adenovirus Canino tipo 2 (CAV-2) causante de la Laringotraqueitis Infecciosa Canina (Appel y Binn 1987). El CAV está ampliamente distribuido a nivel mundial y puede afectar a canes domésticos (*C. familiaris*), cánidos silvestres, mustélidos y úrsidos (Gerhold *et al.*, 2007; Greene, 2006). El pronóstico de la enfermedad es bueno, pudiendo ser una enfermedad asintomática en adultos. Sin embargo, los neonatos, juveniles, animales inmunosuprimidos y no vacunados son más sensibles (Gür y Acar, 2009; Timoney *et al.*, 1988).

A nivel mundial se reportan altas prevalencias de Adenovirus canino tipo 1 y tipo 2 en canes domésticos, considerando esta enfermedad enzoótica en muchos países. En Italia, se reportó un 58,8% (30/51) de canes positivos a CAV-2, mientras que un 7,8% (4/51) presentaban una infección mixta con

CAV-1 (Balboni *et al.*, 2014). De acuerdo a dos autores, en Turquía se han reportado prevalencias de CAV del 54.7% (103/188) (Bulut *et al.*, 2013) y 82.7% (42/51) (Gür y Acar, 2009).

Algunos estudios han sido llevados a cabo en regiones aledañas a áreas naturales protegidas en Sudamérica, determinando la presencia del Adenovirus Canino (CAV) en canes domésticos. En la frontera del Parque Nacional Madidi (Bolivia) se halló una prevalencia de CAV de 77% (20/26) en los canes estudiados, utilizando la técnica de seroneutralización (Fiorello *et al.*, 2004). Menor prevalencia se halló en canes de zonas aledañas a seis áreas protegidas de la Mata Atlántica (Brasil), reportando una prevalencia de 27,8% (89/320) utilizando la técnica de seroneutralización (Curi *et al.*, 2016). Existe la hipótesis de que la exposición en animales silvestres a los CAVs es más frecuente en individuos que se encuentran próximos a animales domésticos (Gerhold, 2007), habiendo una transmisión continua entre perros domésticos y cánidos silvestres (Belsare, 2014).

Diversas investigaciones reportan la presencia CAV en carnívoros silvestres; es el caso del lobo europeo (*Canis lupus*) (Watts y Benson, 2016), el zorro rojo (*Vulpes vulpes*) y el zorro ártico (*Vulpes lagopus*) (Akerstedt *et al.* 2010), así como el zorro isleño (*Urocyon littoralis*) (Clifford *et al.* 2006), el zorro veloz (*Vulpes velox*), el coyote (*Canis latrans*) (Gese *et al.*, 2004), la mofeta rayada (*Mephitis mephitis*) (Kozak *et al.*, 2015), el mapache (*Procyon lotor*) (Jamison *et al.*, 1973), entre otros. En carnívoros silvestres neotropicales se han llevado a cabo pocos estudios sobre el Adenovirus canino, siendo el lobo de crin (*Chrysocyon brachyurus*) el más estudiado, determinado una prevalencia de 36% (4/11) para CAV-2 (Curi *et al.*, 2012). Asimismo, se han reportado casos positivos en el zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) (Fiorello *et al.*, 2007) y el mapache pigmeo (*Procyon pygmaeus*) (MacFadden *et al.*, 2005).

De acuerdo a la revisión bibliográfica realizada, no se ha encontrado información referente a la presencia de Adenovirus canino en perros de las comunidades rurales peruanas, ni información acerca del riesgo que puede representar para la conservación de los carnívoros silvestres en Perú. Sin embargo, debido al estado sanitario y la falta de vacunación de los canes en la zona de estudio se

espera encontrar casos seropositivos a CAV. El presente estudio tuvo como objetivo determinar la frecuencia de anticuerpos de Adenovirus Canino en canes de la Comunidad nativa Ese'Eja de Infierno. La información generada contribuirá en el diseño de planes sanitarios y de manejo para el bienestar de los canes de la comunidad, favoreciendo la conservación de la biodiversidad y evitando la posible diseminación de agentes infecciosos a las poblaciones de carnívoros silvestres de la región.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área y fecha de Estudio

El estudio se realizó en la Comunidad Nativa Ese'Eja de Infierno, en el distrito y provincia de Tambopata, departamento de Madre de Dios, Perú. La comunidad tiene 9800 ha. de extensión, se encuentra ubicada a orillas del río Tambopata, y colinda con la Reserva Nacional Tambopata. Esta comunidad se encuentra a una hora de distancia de la ciudad de Puerto Maldonado por carretera.

Las muestras fueron tomadas durante el mes de marzo del año 2016, y el análisis de las mismas se realizó en el Laboratorio del Centro de Ornitología y Biodiversidad, ubicado en el distrito de Santiago de Surco, departamento de Lima.

Población de Estudio

La población objeto de estudio estuvo constituida por los canes domésticos de la Comunidad Nativa Ese'Eja de Infierno. Debido al comportamiento de vagabundeo y ausencia de los dueños durante la toma de muestras biológicas, se hizo un muestreo por conveniencia, obteniendo 35 individuos.

Se incluyeron en el estudio todos los canes mayores de dos meses y sin historial de vacunación contra Hepatitis canina o Rinotraqueitis infecciosa canina. La categoría etaria de los canes fue considerada como cachorro de dos a 11 meses, adulto de uno a 7 años, y geronte mayor de 7 años,

Autorización de ingreso

El ingreso fue autorizado previa coordinación con el Presidente de la Comunidad nativa Ese'Eja de Infierno, con objeto de realizar todas las actividades necesarias para llevar a cabo el muestreo. Posteriormente, se realizó la visita casa por casa a los habitantes de la comunidad, en busca de viviendas con canes domésticos, que desearan participar voluntariamente en el estudio.

Entrevista

Se realizó una entrevista al dueño del can, para obtener información acerca de la procedencia, edad y estado sanitario de los canes, prestando especial atención al estatus de vacunación, así como evidenciar cualquier signo clínico compatible con enfermedad. Todos los datos fueron recogidos en una ficha especialmente diseñada para este fin.

Examen clínico

Se realizó el examen clínico de cada animal muestreado para evaluar el estado de salud y si se encontraba con presentación clínica de la enfermedad.

Toma de muestra

Inicialmente, se realizó la restricción manual de cada can y se facilitó la observación de la vena cefálica con algodón humedecido en alcohol 96°. La muestra de sangre fue tomada utilizando una aguja de 21G x 1 ½” conectada a una jeringa de 3 ml. Inmediatamente después, la sangre fue colocada en un tubo al vacío (BD Vacutainer®). Se conservó a 4°C hasta su envío a un laboratorio privado de la Ciudad de Puerto Maldonado dentro de las 24 horas. Se centrifugó a 1 500 rpm por 5 minutos, para obtener el suero. El suero se colocó en microtubos estériles de 1,8ml (Corning®) con la ayuda de una micropipeta (100-1000µl) estéril, y fueron conservados en un tanque de nitrógeno líquido hasta su uso en la ciudad de Lima, Perú.

Análisis de laboratorio

Las muestras fueron analizadas en el Laboratorio del Centro de Ornitología y Biodiversidad (CORBIDI) en la ciudad de Lima. Se utilizó el kit ImmunoComb Canine Vaccicheck® (Biogal® - Galed Labs. Acs. Ltd.), con una sensibilidad de 94% y una especificidad de 93%, para realizar el análisis semicuantitativo de inmunoglobulina G (IgG). Se procedió de acuerdo a las especificaciones establecidas por el laboratorio fabricante del producto: Se utilizó una pipeta para recoger 5µl de suero a analizar. Con una pinza se perforó la cubierta de aluminio de la fila A de la bandeja multi-

compartimento, y depositó el suero en el pocillo, utilizando un pozo para cada muestra. La mezcla se homogenizó subiendo y bajando el émbolo de la pipeta varias veces. El peine se insertó en la línea A con el lado impreso arriba y dejó incubarse por cinco minutos, luego de mover un par de veces el peine de arriba abajo. Se repitió el procedimiento en las siguientes filas con diferencia en los tiempos. En el pocillo de la fila B se incubó por dos minutos, en la fila C durante cinco minutos, en la fila D y fila E se incubó dos minutos en cada pocillo, y en la fila F durante 5 minutos. Finalmente se sumergió nuevamente el peine a la fila E por dos minutos para fijar el color. Entre cada pocillo se escurrió el excedente de líquido. Finalmente se dejó secar. Una vez seco, se realizó la lectura según la coloración dada por el laboratorio (Biogal® - Galed Labs. Acs. Ltd.).

Interpretación de resultados

Utilizando la escala de colores del kit ImmunoComb Canine Vaccicheck® (Biogal® - Galed Labs. Acs. Ltd.), se colocó el punto de control positivo del peine (punto superior) bajo el color compatible en la escala de color púrpura-gris. La escala es de S0 a S6, considerando que S3 corresponde a títulos de anticuerpos de 1:16 o mayores (neutralización de virus), siendo positivos para esta prueba. Con el peine sostenido, se comparó y encontró el tono de color púrpura-gris que más se asemejaba. De esta manera se determinó si la prueba era positiva (S3-S6) o negativa (S0-S2).

Análisis de datos

Se realizó un análisis porcentual de los individuos positivos para hallar la frecuencia de anticuerpos de CAV. La Prueba exacta de Fisher se utilizó para evaluar las posibles diferencias según el sexo (macho y hembra) ($p < 0,05$) y según la categoría de edad (cachorro y adulto) ($p < 0,05$). Se utilizó el programa estadístico SPSS v21. 2012 (IBM®) para realizar el análisis estadístico.

RESULTADOS

De los 35 individuos analizados, 13 fueron hembras y 22 machos, pertenecientes a tres categorías etarias diferentes: 15 cachorros, 19 adultos y un geronte.

Durante la entrevista se determinó que todos los canes eran procedentes de la misma Comunidad Nativa Ese'Eja de Infierno. Mediante el examen físico se determinó que 8,6% (3/35) de los canes se encontraban con una condición física delgada, 5,7% (2/35) se encontraban gestando y 5,7% (2/35) presentaban distensión abdominal; sin embargo, ninguno de estos animales fue seropositivos al análisis de Adenovirus canino. Además 38,2% (13/35) presentaban algún tipo de dermatitis.

Los resultados obtenidos muestran que el 31,4% (11/35) de los animales analizados fueron seropositivos a CAV (Cuadro 1). No se observaron diferencias significativas en la frecuencia de anticuerpos de CAV entre hembras y machos ($p = 0,478$) (Cuadro 1). Por último, se obtuvo una frecuencia de anticuerpos de 26,7% en cachorros y de 36,8% en adultos, sin diferencia significativa entre estas dos categorías etarias ($p = 0,715$) (Cuadro 2).

Cuadro1. Frecuencia de anticuerpos de Adenovirus Caninos en canes domésticos (*Canis familiaris*) según sexo, de la Comunidad Nativa Ese'Eja de Infierno, departamento de Madre de Dios, Perú

Sexo	Número de muestras	Muestras positivas	%
Hembra	13	3	23,8 ^a
Macho	22	8	36,4 ^a
Total	35	11	31,4

^a No se encontró diferencia significativa ($p>0,05$)

Cuadro 2. Frecuencia de anticuerpos de Adenovirus Caninos en canes domésticos (*Canis familiaris*) según categoría etaria, de la Comunidad Nativa Ese'Eja de Infierno, departamento de Madre de Dios, Perú.

Categoría etaria	Número de muestras	Muestras positivas	%
Cachorro	15	4	26,7 ^a
Adulto	19	7	36,8 ^a
Geronte	1	0	-
Total	35	11	31,4

^a No se encontró diferencia significativa ($p>0,05$)

DISCUSIÓN

Este estudio epidemiológico es el primero llevado a cabo en canes rurales domésticos de una comunidad cercana y con acceso a la Zona de Amortiguamiento del Parque Nacional Bahuaja Sonene y la Reserva Nacional Tambopata, que demuestra la presencia de Adenovirus Canino (CAV) mediante pruebas serológicas.

La frecuencia de anticuerpos de CAV hallada en los canes muestreados de la Comunidad Nativa Ese'Eja de Infierno fue menor a lo hallado en Bolivia de 77% (20/26) en canes de tres comunidades cercanas al Parque Nacional Madidi (Fiorello *et al.*, 2004). Sin embargo, la frecuencia puntual fue mayor a lo reportado en Brasil, con un 27,8% (89/320) en canes de seis zonas aledañas de la Mata Atlántica (Curi *et al.*, 2016). Así mismo, otros estudios han reportado porcentajes altos de prevalencia, como el realizado en Italia con 58,8% (30/51) de canes positivos a CAV-2 (Balboni *et al.*, 2014) y en Turquía con 54,7% (103/188) (Bulut *et al.*, 2013) y 82,7% (42/51) (Gür y Acar, 2009). La exposición a este virus, y por ende la variación de la prevalencia en estos canes, puede estar asociada a diversos factores de riesgo. El inadecuado manejo de mascotas que desencadena un comportamiento libre del can, la falta de vacunación, y la alta densidad poblacional podrían ser algunos de estos factores, así como los mecanismos de transmisión del virus y la resistencia del mismo virus a las condiciones ambientales (Taguchi *et al.*, 2011; Williams y Barker, 2001).

El estudio realizado en Bolivia utilizó como prueba diagnóstica la seroneutralización de anticuerpos con un corte de título de anticuerpos de 1:4 para los animales positivos (Fiorello *et al.*,

2004), este título puede aumentar la cantidad de canes considerados como positivos, afectando los resultados e incrementando la prevalencia. Sin embargo, el estudio realizado en Brasil (Foresta Atlántica) utilizó como prueba diagnóstica la seroneutralización de anticuerpos con un corte de título mayor a 1:16 para los animales positivos (Curi *et al.*, 2016), lo cual concuerda con el utilizado en este estudio. La técnica diagnóstica utilizada en este estudio fue la de ELISA, determinando los niveles de IgG, que presenta una sensibilidad y especificidad diferente a las técnicas utilizadas por los estudios mencionados con anterioridad. La prueba de ELISA es un método más sensible y rápido para detectar los anticuerpos anti-adenovirus (Gür y Acar, 2009). Sin embargo, esta prueba de ELISA comercial no distingue entre los dos tipos de CAV (CAV-1 y CAV-2) por efecto de reacción cruzada, lo cual hace que los anticuerpos detectados puedan ser de cualquiera de los dos tipos de Adenovirus canino o ambos.

Además, en el estudio realizado por Fiorello *et al.* (2004) se analizaron canes de tres comunidades, presentando las mayores prevalencias en aquellas que se encontraban localizadas más cerca de la ciudad (San Bentura 60% (3/5) y Ixiamas 100% (12/12)) en comparación con otras más alejadas y de menor acceso (Tumupasa 56% (5/9)). Las zonas urbanas presentan una mayor densidad poblacional de canes (Gompper, 2014) e incrementan por ende el mantenimiento y transmisión dependiente del Adenovirus Canino (Buonavoglia y Martella, 2007). La Comunidad Nativa Infierno (CNI) se ubica a 19 km de la ciudad de Puerto Maldonado; sin embargo, solo cuenta con una carretera de acceso, haciéndolo de difícil acceso. La lejanía de las comunidades y la prueba utilizada pudieron ocasionar la variación en la prevalencia observada.

La frecuencia de anticuerpos encontrada de CAV en la Comunidad Nativa Ese'Eja de Infierno fue moderada, pero tiene una menor significancia epidémica en carnívoros silvestres en comparación a otros virus (Holzman *et al.*, 1992; Woods, 2001). Sin embargo, considerando que el Adenovirus Canino afecta principalmente a neonatos y juveniles (Timoney *et al.*, 1988; Gür y Acar, 2009) podría ser capaz de afectar negativamente las poblaciones de animales silvestres (Knobel *et al.*, 2014). En general, las enfermedades que matan desproporcionalmente más animales jóvenes causan un

considerable descenso de la población (Woodroffe, 1999). Además, es importante considerar que el Adenovirus Canino puede estar participando en la co-infección asociada a la presencia de otros virus, como el Morbilivirus o el Parvovirus caninos que están ampliamente distribuidos. Esto puede aumentar la morbilidad y mortalidad derivada de esta co-infección, así como la eliminación y posterior dispersión del virus en el medio ambiente por parte de los canes infectados (Williams y Barker, 2001).

El Adenovirus canino presenta una transmisión directa y puede causar enfermedad respiratoria y hepática en canes, que puede ser leve o incluso causar la muerte dependiendo del estado sanitario previo del animal, su estatus de vacunación y otras enfermedades concomitantes. Existen numerosas evidencias serológicas de exposición y mortalidad a este virus en especies silvestres, incluyendo carnívoros silvestres de América del Sur (Bronson *et al.*, 2008; Fiorello *et al.*, 2007).

Dos de los canes analizados en este estudio acompañaban a sus dueños durante sus actividades de cacería y resultaron seronegativos. Sin embargo, todos los canes estudiados mostraban actividad de vagabundeo y potencial ingreso a zonas agrícolas y forestales. A pesar de que los canes de las comunidades rurales no suelen tener contacto directo con carnívoros silvestres, estos pueden defecar y orinar en el bosque y las zonas aledañas, exponiendo a la fauna silvestre a los patógenos eliminados por esos medios (Fiorello *et al.*, 2004). Este escenario es potencialmente peligroso para la infección y reinfección de los canes, y el consecuente mantenimiento del ciclo infeccioso en el interfaz animales domésticos- fauna silvestre. Así lo demuestra Curi *et al.* (2016) en la Foresta Atlántica, que reporta como factores de riesgo importantes para la infección y prevalencia a las variables de movilidad del can y su acceso al bosque y las zonas forestales.

Curi *et al.* (2016) también reporta que el sexo del can puede ser un factor de riesgo para la infección de Adenovirus canino, debido a que las hembras mostraron una mayor exposición al virus, lo cual puede estar relacionado con su comportamiento de menor vagabundeo (Cross *et al.*, 2009). En las zonas rurales las hembras pasan mayor tiempo cerca de sus casas, favoreciendo la agregación de los canes y la transmisión denso-dependiente del virus. Sin embargo, esto difiere con el presente

estudio, donde no se encontró una diferencia significativa de la prevalencia en relación al sexo. Esto puede deberse al tamaño de muestra del presente estudio.

Considerando la edad de los individuos muestreados, en este estudio no se encontró diferencia entre la frecuencia de anticuerpos en adultos y cachorros. Esto difiere con los estudios realizados por Curi *et al.* (2016) en Brasil y por Belsare (2013) en la India, donde la prevalencia aumenta con la edad, relacionado a la mayor movilidad de los canes a través del tiempo, exponiéndolos a más oportunidades de contacto y exposición al virus. Debido a que la población de canes estudiada en este estudio no suele pasar de los 2,5 años de edad, son necesarios mayores estudios para conocer si el incremento de la edad puede estar relacionado con la prevalencia de Adenovirus Canino.

Ninguno de los animales analizados mostró signos clínicos compatibles con Hepatitis Infecciosa Canina (CAV-1) ni con Laringotraqueitis infecciosa canina (CAV-2) (Ditchfield *et al.*, 1962; Gür y Acar, 2009; Hermoso & Rey, 2000; Inkelmann, 2008). Otros estudios como los llevados a cabo en Brasil, tampoco reportan signos clínicos de infección, a pesar de los altos niveles de anticuerpos detectados. Esto demuestra que los canes seropositivos fueron expuestos en el pasado o presentan una infección subclínica de la enfermedad.

Los canes que fueron hallados negativos durante el muestreo no pueden ser considerados como no-expuestos, ya que debido al tipo de prueba y su especificidad, podría encontrarse en una fase temprana. Las inmunoglobulinas M (IgM), transmitidas por la madre por la inmunidad pasiva, no son determinadas por el método de ELISA utilizado en este estudio, ya que éste es específico para la detección de IgG. Varios canes que resultaron negativos en este ensayo convivían en la misma casa con canes hallados positivos, por lo que la probabilidad de exposición era alta. Esto quiere decir que los canes negativos pudieron no haber estado expuestos, o pudieron haber estado expuesto en los primeros años de vida (Bulut *et al.*, 2013).

Es necesario realizar futuras investigaciones de seroprevalencia en carnívoros silvestres, para identificar el esparcimiento de la enfermedad y si es un riesgo para estas poblaciones.

CONCLUSIONES

- Se halló una frecuencia de anticuerpos de Adenovirus Canino de 31,4 % (11/35) de los canes domésticos analizados en la Comunidad Nativa Ese'Eja.
- No se encontró diferencia significativa de la frecuencia de anticuerpos de CAV en los perros muestreados según el sexo ni la categoría etaria de los individuos analizados.

LITERATURA CITADA

- Akerstedt J, Lillehaug A, Larsen I, Eide N, Arnemo J, Handeland Kjell. 2010. Serosurvey for canine distemper virus, canine adenovirus, *Leptospira interrogans* and *Toxoplasma gondii* in free-ranging canids in Scandinavia and Svalbard. *Journal of Wildlife Diseases*, 46(2):474-480.
- Appel M, Binn L. 1987. Canine infectious tracheobronchitis. Short review: kennel cough. Editor: Appel M. *Virus infections of vertebrates*. Amsterdam. Elsevier. p 201-211.
- Balboni A, Mollace C, Giunti M, Dondi F, Prosperi S, Battilani M. 2014. Investigation of the presence of canine adenovirus (CadV) in owned dogs in northern Italy. *Research in Veterinary Science* 97:631-636.
- Belsare A, Vanak A, Gompper M. 2014. Epidemiology of viral pathogens of free-ranging dogs and Indian foxes in a human-dominated landscape in Central India. *Transboundary and Emerging Diseases*. 61:78-86
- Belsare A. 2013. Disease ecology of free-ranging dogs in central India: Implications for wildlife conservation. Tesis de Doctor en filosofía. Missouri. Universidad de Missouri-Columbia.
- Bronson E, Emmons LH, Murray S, Dubovi EJ, Deem S. 2008. Serosurvey of pathogens in domestic dogs on the border of Noel Kempff Mercado National Park. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 39(1): 28-36.
- Bulut O, Yapici O, Avci O, Simsek A, Atli K, Dik I, Yavru S, Hasircioglu S, Kale M, Mamak N. 2013. The serological and virological investigation of Canine Adenovirus infection on the dogs. *The Scientific World Journal* [Internet]. [acceso 17 de mayo 2016] Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1155/2013/587024>
- Buonavoglia C, Martella V. 2007. Canine respiratory viruses. *Veterinary Research*. 38(2):355-373

- Clifford D, Mazet J, Dubovi E, Garcelon D, Coonan T, Conrad P, Munson L. 2006. Pathogen exposure in endangered island fox (*Urocyon littoralis*) populations: Implications for conservation management. *Biological Conservation* 131:230-243
- Cross PC, Drewe J, Patrek V, Pearce G, Samuel MD, Delahay RJ. 2009. Wildlife population structure and parasite transmission: implications for disease management. Editores: Delahay R, Smith GC, Hutchings MR. *Management of disease in wild mammals*. Tokyo, Japón. Springer. 9-29
- Curi NH, Lima R, Oliveira AM, Soriano-Araújo A, Portela Z, Ramos G, Garcia A, Passamani M. 2016. Prevalence and risk factors for viral exposure in rural dogs around protected areas of the Atlantic forest. *BMC Veterinary Research* 12:21.
- Curi. NH, Mendes C, Campos M, Vaz EM, Lima MA, Soriano-Araújo A, Portela Z, Costa JL, Andrade H, Alves A, Pereira SL. 2012. Pathogens of Wild Maned Wolves (*Chrysocyon brachyurus*) in Brazil. *Journal of Wildlife Diseases*. 48(4):1052:1056.
- Day M, Horzinek M, Schultz R, Squires R. 2016. WSAVA Guidelines for the vaccination of dogs and cats. *Journal of Small Animal Practice* 57:E1-E45.
- Ditchfield J, Macpherson M, Zbitnew A. 1962. Association of a canine adenovirus (Toronto A26/61) with an outbreak of laryngotracheitis (kennel cough). A preliminary report. *Canadian Veterinary Journal*. 3:238-247.
- Fiorello C, Deem S, Gompper M, Dubovi E. 2004. Seroprevalence of pathogens in domestic carnivores on the border of Madidi National Park, Bolivia. *Animal Conservation*, 7:45-54.
- Fiorello C, Noss A, Deem SL, Maffei L, Dubovi E. 2007. Serosurvey of small carnivores in the Bolivian Chaco. *Journal of Wildlife Diseases*. 43(3):551-557.
- Gerhold R, Allison A, Temple D, Chamberlain M, Strait K, Kell M. 2007. Infectious canine hepatitis in a gray fox (*Urocyon cinereoargenteus*). *Journal of Wildlife Diseases*. 43(4):734-736.

- Gese E, Schultz R, Johnson M, Williams E, Crabtree R, Ruff R. 1997. Serological survey for diseases in free-ranging coyotes (*Canis latrans*) in Yellowstone National Park, Wyoming. *Journal of Wildlife Diseases* 33(1):47-56.
- Gompper, M.E. 2014. *Free-Ranging Dogs and Wildlife Conservation*. New York, USA. Oxford University Press.
- Greene C. 2006. Infectious canine hepatitis and canine acidophil cell hepatitis. *Infectious disease of the dog and cat*. 3ra ed. Filadelfia. Saunders-Elsevier. p.41-47.
- Gür S, Acar A. 2009. A retrospective investigation of canine adenovirus (CAV) infection in adult dogs in Turkey. *Tydskr. S. Afr. vet. Ver* 80(2):84-86.
- Hermoso M, Rey J. 2002. Adenovirus, Papilomavirus y Poliomyavirus. Editores: Vadillo S, Píriz S, Mateos E. *Manual de microbiología veterinaria*. Madrid. Mc Graw-Hill/Interamericana de España, S.A.U. p 603-606.
- Holzman S, Conroy MJ, Davidson WR. 1992. Diseases, parasites and survival of coyotes in South-central Georgia. *Journal of Wildlife Diseases*. 28(4):572-580.
- Inkelmann M, Anjos B, Kommers G, Figuera R, Barros C. 2008. Aspecto inmunoistoquímicos da hepatite infecciosa canina. *Ciência Rural*, Santa María, 38(9):2636-2640.
- Jakob-Hoff R, MacDiarmid S, Lees C, Miller P, Travis D, Kock R. 2014. Introduction. Editores: OIE. *Manual of procedures for Wildlife disease risk analysis*. París. Organización mundial para la salud animal (OIE). p. 11-14
- Jamison RK, Lazar EC, Binn LN, Alexander AD. 1973. Survey for antibodies to canine viruses in selected wild mammals. *Journal of Wildlife Diseases*. 9:2-3
- Knobel, D, Butler J, Lembo T, Critchlow, R., Gompper M. 2014. Dogs, disease, and wildlife. In: Gompper, M.E. (Ed.), *Free-Ranging Dogs and Wildlife Conservation*. New York, USA. Oxford University Press.

- Kozak R, Ackford J, Slaine P, Li A, Carman S, Campbell D, Welch MK, Kropinski AM, Nagy E. 2015. Characterization of a novel adenovirus isolated from a skunk. *Virology* 485:16-24.
- Leite-Pitman R, Nieto F, Davenport L. 2003. Amenaza de enfermedades epidémicas a los carnívoros silvestres en la amazonia peruana. Editor: Leite-Pitman R, Pitman N, Alvarez P. Alto Purús: Biodiversidad, Conservación y Manejo. Lima: Center for Tropical Conservation. p. 227-229.
- MacDiarmid S. 2014. Appendix 2, Surveillance, monitoring and outbreak investigations as a source of information. Editores: OIE. Manual of procedures for Wildlife disease risk analysis. París. Organización mundial para la salud animal (OIE). p. 95-96
- MacFadden KW, Wade SE, Dubovi EJ, Gompper ME. 2005. A serological and fecal parasitological survey of the critically endangered Pygmy Raccoon (*Procyon pygmaeus*). *Journal of Wildlife Diseases*. 41(3):615-617.
- Ministerio de Agricultura [MINAGRI]. 2012. Estudio socioeconómico de la Comunidad Nativa de Infierno. Proyecto “Gestión forestal sostenible y aprovechamiento de los servicios ecosistémicos en los bosques administrados por la Comunidad Nativa Ese’Eja de Infierno, Perú”. 103 p.
- Mörner T, Obendorf D, Atois M, Woodford M. 2002. Surveillance and monitoring of wildlife diseases. Editor: Bengis R. *Infectious diseases of wildlife: detection, diagnosis and management (Part One)*. Rev. sci. tech. Off. int. Epiz. 21(1):67-76.
- Murray DL, Kapke CA., Evermann JF, Fuller TK. 1999. Infectious disease and the conservation of free-ranging large carnivores. *Animal Conservation*, 2(4):241-254.
- Organización Mundial para la salud animal [OIE]. 2010. *Animal health surveillance*. Editor: OIE. Terrestrial Animal Health Code. 19na edición. Paris.
- Piana R. 2007. Anidamiento y dieta de *Harpia harpija* Linnaeus en la Comunidad Nativa de Infierno, Madre de Dios, Perú. *Rev. Perú. Biol.* 14(1):135-138.

- Pinedo D, Summers P. 2003. Cuando la comunidad falla: Manejo comunitario y conservación en la Amazonía Peruana. *Lyonia*. 4(2):221-230.
- Smith K, Acevedo-Whitehouse K, Pedersen A. 2009. The role of infectious diseases in biological conservation. *Anim. Conserv.* 12:1-12
- Stronza A. 2002. Porque es de nosotros. Tesis de Doctorado. Florida: Universidad de Florida.
- Taguchi M, Namikawa K, Maruo T, Orito K, Lynch J, Sahara H. 2011. Antibody titers for canine parvovirus type-2, canine distemper virus, and canine adenovirus type-1 in adult household dogs. *Canadian Veterinary Journal*, 52(9):983-986
- Thompson H, O’Keeffe AM, Lewis JC, Stocker LR, Laurenson MK, Philbey AW. 2010. Infectious canine hepatitis in red foxes (*Vulpes vulpes*) in the United Kingdom. *Veterinary Record* 166:111-114.
- Thrusfield M. 2007. *Veterinary epidemiology*. 3ra edición. Oxford, Reino Unido. Blackwell Science.
- Timoney JF, Gillespie JH, Scott FW & Barlough JE, 1998. The adenoviridae. Editores: Hagan and Bruner’s. *Microbiology and infectious diseases of domestic animals*. 8va edición. New York. Cornell University Associates. p. 532-551.
- Tompkins D, Dunn A, Smith M, Telfer D. 2011. Wildlife diseases: from individual to ecosystems. *J. anim. Ecol.* 80:19-38
- Travis D, MacDiarmid S, Warren K, Holyoake C, Kock R, Jakob-Hoff R, Langstaff I, Skerratt L. 2014. Key concepts for wildlife disease risk analysis. Editores: OIE. *Manual of procedures for Wildlife disease risk analysis*. París. Organización mundial para la salud animal (OIE). p. 17-20
- Tuomisto H, Ruokolainen K, Kalliola R, Linna A, Danjoy W, Rodriguez Z. 1995. Dissecting amazonian biodiversity. *Science*, 269:63-66.

- Watts D, Benson AM. 2016. Prevalence of antibodies for selected canine pathogens among wolves from the Alaska Peninsula, USA. *Journal of Wildlife Diseases*, 52(3):00-00
- Williams E, Barker I. 2001. *Infectious diseases of wild mammals*. 3ra edición. Londres, Reino Unido. Manson Publishing Ltd. 558p.
- Wobeser G. 2006. *Essentials of disease in wild animals*. Ames, Iowa. Blackell Publishing.
- Woodroffe R. 1999. Managing disease threats to wild mammals. *Animal conservation*. 2(3):155-233.
- Woods LW. 2001. Adenoviral diseases. Editores: Williams E, Barker I. *Infectious diseases of wild mammals*. 3ra edición. Londres, Reino Unido. Manson Publishing Ltd. 202-212.