

UNIVERSIDAD NACIONAL DE COSTA RICA
INSTITUTO INTERNACIONAL EN CONSERVACIÓN
Y MANEJO DE VIDA SILVESTRE

AGENTES INFECCIOSOS EN EL ZORRO CANGREJERO (*Cerdocyon thous*) EN LAS
ÁREAS PROTEGIDAS URBANAS DEL VALLE DE ABURRÁ, COLOMBIA

Autor:

SARA SALOMÉ MUÑOZ MAZO

Instituto Internacional en Conservación y Manejo de Vida Silvestre

Universidad Nacional
Heredia, Costa Rica

Comité de tesis:

Tutor: Romeo Manuel Spínola Ph.D

Asesores: M.Sc. Robín Andrés Poches,
M.Sc. Joel C. Saenz
Santiago Monsalve Ph.D

MIEMBROS DEL TRIBUNAL EXAMINADOR

[Dr. Luis A. Miranda Calderón / Dr. José Vega Baudrit /Dr. Jorge Herrera Murillo/Dra.
Damaris Castro García / Máster Randall Gutiérrez Vargas/Dra. Vivian Carvajal Jiménez]
Representante del Consejo Central de Posgrado

Luis Diego Alfaro Alvarado Ph.D.
Coordinador del posgrado o su representante

Romeo Manuel Spínola Ph.D.
Tutor de tesis

M.Sc. Joel C. Sáenz
Miembro del Comité Asesor

Robin Andrés Poches Franco
Miembro del Comité Asesor

Santiago Monsalve Buriticá
Miembro del Comité Asesor

Sara Salomé Muñoz Mazo
Sustentante

RESUMEN

La detección de agentes infecciosos en animales de fauna silvestre en entornos urbanos es fundamental para su conservación y manejo. Dependiendo del tipo de agente infeccioso que los afecte, las implicaciones son relevantes tanto para su especie como para su entorno. El objetivo de este estudio fue identificar los agentes infecciosos en el zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) en las Áreas Protegidas Urbanas del Valle de Aburrá APU, Colombia. Se analizó la información obtenida de 24 zorros en las 6 Áreas Urbanas Protegidas APU y sus áreas de amortiguamiento. Entre febrero de 2020 y enero de 2021, se realizaron exámenes clínicos, se recolectaron muestras sanguíneas, materia fecal, orina y necropsias. Se recolectó la muestra fecal de 9 individuos, resultando 1 individuo positivo para huevos de Estrongilidos. En los resultados del laboratorio clínico (Hemogramas, citoquímico de orina, químicas sanguíneas) al no tener valores de referencia de la especie en el país, no es posible realizar una comparación de los valores obtenidos con los de referencia. Para la familia Anaplasmatacea, registré 3 (19%) resultados positivos en 16 muestras, 2 para *Ehrlichia spp* y 1 para *Anaplasma spp*. Para el agente *Leptospira spp* se procesaron 19 muestras con un resultado de 4 ejemplares positivos (21,05%). Los resultados encontrados son de importancia científica al ser el primer reporte de *Leptospira interrogans* por técnicas moleculares de análisis PCR en Colombia, la presencia de estos agentes infecciosos, indica la circulación de patógenos de importancia mundial por sus implicaciones en la salud pública, siendo un valioso aporte para las APU, llenando vacíos de información sobre el mamífero de mayor tamaño que las habitan y de esta manera poder adoptar medidas de manejo para su conservación.

Palabras clave: *Anaplasma spp*, Áreas Protegidas Urbanas, *Cerdocyon thous*, *Ehrlichia spp*, *Leptospira spp*, Valle de Aburrá

AGRADECIMIENTOS

Al laboratorio molecular de la Corporación Universitaria Lasallista, en especial a Azucena Cabrera, sin su apoyo incondicional y conocimientos académicos, el desarrollo de esta investigación no hubiese tenido estos resultados tan importantes.

A mis estudiantes voluntarios Jakob Restrepo y Juan Camilo Montoya, gracias a ustedes el proceso de capturas fue exitoso, su apoyo, ganas de aprender, las noches de trabajo en campo, su interés en el proyecto es algo que valoro gratamente, sin ustedes Proyecto Zorro no hubiera llegado tan lejos.

A mi estimado comité de tesis, Romeo Manuel Spínola Ph.D (especialmente por su apoyo y paciencia), M.Sc. Robín Andrés Poches, M.Sc. Joel C. Saenz y Santiago Monsalve Ph.D, por todo el inmenso aporte de conocimientos a esta investigación.

Al profesor Santiago Monsalve, por creer en esta investigación desde el primer día que supo de ella, por sus clases semanales de biología molecular para afianzar mis conocimientos en la materia, por la disposición constante y por darme el apoyo y ánimos cuando más lo necesité.

A mis amados compañeros de la promoción xxviii, Kevin Lloyd y Miguel Chopin, gracias por los magníficos momentos compartidos durante la maestría, por ser amigos de aventuras, por creer en mí y ser mi apoyo emocional cuando sentía que no podía escribir más.

A los profesores del Instituto Internacional de Conservación y Manejo de Vida Silvestre (ICOMVIS), gracias por compartir su conocimiento y formar parte de mi proceso como estudiante.

Al personal administrativo del Instituto Internacional de Conservación y Manejo de Vida Silvestre (ICOMVIS), a Hilda, Joselyn, Maritza, Milena, por su constante ayuda cada día de mi permanencia en el instituto, son unas personas increíbles, gracias por estar siempre para apoyarme.

A las secretarías de medio ambiente de los municipios de Bello, Medellín, Envigado, Itagüí, al Centro de Atención y Valoración de Fauna Silvestre CAV, al Parque de la Conservación, por su ayuda en el desarrollo en las actividades de la investigación.

DEDICATORIA

A mi madre, por su incondicional apoyo en todos mis proyectos académicos, sus sacrificios y esfuerzos han sido fundamentales en mi formación, gracias por creer en mí siempre.

CONTENIDO

RESUMEN	i
AGRADECIMIENTOS	ii
DEDICATORIA	iv
LISTA DE CUADROS	vi
LISTA DE FIGURAS	vii
INTRODUCCIÓN.....	1
OBEJTIVO GENERAL	7
ÁREA DE ESTUDIO	8
METODOLOGÍA	10
RESULTADOS	18
DISCUSIÓN	24
CONCLUSIONES	28
RECOMENDACIONES	29
LITERATURA CITADA	30
ANEXOS	43

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Registro e identificación de 24 individuos de zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) obtenidos en diferentes lugares del Valle de Aburrá entre febrero de 2020 y enero de 2021.

Cuadro 2. Detección molecular para la familia Anaplasmataceae en los géneros de *Ehrlichia spp* y *Anaplasma spp* en 16 individuos de zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*), Valle de Aburrá 2021.

Cuadro 3. Detección molecular para la *Leptospira spp* en 19 individuos de zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*), Valle de Aburrá 2021.

Cuadro 4. Resultado del analizador hemático para el hemograma en 24 zorros cangrejeros (*Cerdocyon thous*) muestreados en las APU del Valle de Aburrá entre febrero de 2020 a enero de 2021.

Cuadro 5. Resultado del analizador hemático para el leucograma en 24 zorros cangrejeros (*Cerdocyon thous*) muestreados en las APU del Valle de Aburrá entre febrero de 2020 a enero de 2021.

Cuadro 6. Causa de muerte y hallazgos en las necropsias de los zorros cangrejeros (*Cerdocyon thous*) del Valle de Aburrá, febrero 2020 a enero 2021

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Localización de las Áreas Protegidas Urbanas dentro del Valle de Aburrá, Colombia 2021.

Figura 2. Presencia de parásitos Strongiloides encontrados en muestras de materia fecal de zorro cangrejero en las APU del Valle de Aburrá entre febrero de 2020 y enero de 2021.

Figura 3. Presencia de ectoparásitos (garrapatas y pulgas) en 24 individuos de zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) procedentes de las APU del Valle de Aburrá, febrero 2020 a enero 2021.

INTRODUCCIÓN

La conservación de los animales silvestres de vida libre, se encuentra influenciada por múltiples factores ambientales, entre los cuales, los bosques cercanos a zonas urbanas, los agentes patógenos de los animales domésticos y los seres humanos, podrían afectar los esfuerzos en la conservación de dichas especies (Murray et al. 1999). El desarrollo urbano, es visto como la principal causa de la disminución de la biodiversidad, ya que los cambios en el uso del suelo representan el factor principal en la pérdida de diversidad biológica en las escalas local, regional y global (Cooper et al. 2010). Esta es una realidad que cada vez se hace más visible en las regiones más biodiversas, donde el crecimiento poblacional es acelerado y las políticas de ordenamiento territorial son escasas (Morera et al. 2010). En este contexto, los espacios verdes intraurbanos lentamente han sido reconocidos como hábitats importantes en las ciudades (Montoya 2017), de esta manera, la biodiversidad urbana que se encuentra en las ciudades y sus alrededores, tiene sus propias características distintivas de evolución y adaptación, a estos espacios se les podría llamar puntos calientes para la diversidad biológica regional y en cierta manera, es la única biodiversidad que muchas personas en las ciudades experimentan y pueden llegar a conocer directamente (Lapoint et al. 2015, Gehrt 2016, Pirnat and Hladnik 2016).

Algunas especies de fauna silvestre han demostrado adaptabilidad a estos ambientes fragmentados, ya que encuentran recursos alimenticios que pueden aprovechar por su fácil acceso y debido a su comportamiento generalista, son más exitosos para prevalecer en estos ambientes (Rocha et al. 2008, Cooper et al. 2010). Estudios realizados por Tedesco (2018) demostraron que en áreas periurbanas algunas comunidades de mamíferos tienen ventajas en estos ambientes fragmentados y con paisajes agrícolas, donde los recursos alimenticios e hídricos son accesibles. Resaltan además, la plasticidad ecológica de estas especies, siendo ésta una ventaja para su prevalencia en estos ambientes alterados, aprovechando tantos los efectos negativos como los positivos como consecuencia de los hábitats fragmentados (Fahrig 2003). Vinculado a esto, el incremento de las poblaciones humanas, que se expanden hacia los hábitats de la fauna silvestre, lleva consigo la interacción de los animales domésticos y sus patógenos, actuando como vectores, predadores, presas o competidores con los animales de vida silvestre (Monteiro et al. 2015).

Una de estas especies de mamíferos generalistas y asociada a ambientes

antropizados es el zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*), parece ser un mamífero bastante tolerante con hábitats modificados y es un ejemplo de adaptabilidad en estos ambientes (Courtenay and Maffei 2004), puede encontrarse en pastizales, caña de azúcar, bosques de eucalipto y plantaciones de pino entre otros (Da Silva et al. 2018). Se adapta fácilmente a la deforestación, al desarrollo agrícola, hábitats en regeneración y se han registrado ejemplares desde 0 msnm hasta 3.000 msnm. (Courtenay et al. 2001, Chiarello et al. 2008, Beisiegel et al. 2013). Se trata del cánido neotropical con la distribución más amplia, desde Colombia, Venezuela, Guyana, Guyana Francesa y Suriname hasta Uruguay. Actualmente se encuentra en una gran variedad de hábitats que incluyen bosques tropicales y subtropicales, bosques abiertos, sabanas y áreas antrópicas (Vinícius De Souza 2017).

Es un cánido de tamaño mediano con un peso entre los 4 y 11 kg, es una especie versátil que exhibe una dieta generalista y un comportamiento de caza oportunista, se alimenta de frutas, huevos, cangrejos, pequeños mamíferos e insectos (Jiménez et al. 2017). Los componentes de su dieta y la frecuencia, varían según su ubicación, disponibilidad, temporada climática y posiblemente, su estatus social (Macdonald and Courtenay 1996, Carozzi 2011). Es una especie monógama, no presenta dimorfismo sexual, posee una estructura social básica: animales solitarios, en pareja, o familia compuesta de dos a cinco individuos, generalmente una pareja reproductiva con cachorros y, a veces, con descendencia de años anteriores, cuando se alimenta en parejas, es común el cooperativismo (De Matos Dias and Bocchiglieri 2016, Xavier Da Silva et al. 2018).

De esta manera, la cercanía con las áreas urbanas no solo puede modificar los hábitos alimenticios del zorro cangrejero, el contacto con los perros domésticos lo someten al contagio de agentes infecciosos que en vida silvestre no son frecuentes (Rhodes et al. 1998). Los perros pueden actuar como puente entre los entornos domésticos y silvestres y permitir la transmisión de patógenos entre los animales domésticos, los seres humanos y la vida silvestre, se han reportado brotes de enfermedades infecciosas en carnívoros salvajes, especialmente en las zonas cercanas de las áreas protegidas (Orozco et al. 2014). Esta cercanía, ha facilitado de cierta manera el estudio de las enfermedades infecciosas que puedan afectar a los zorros cangrejeros (Monteiro et al. 2015). Se sabe que los zorros pueden presentar infecciones epizooticas y, como consecuencia, disminuciones poblacionales relacionadas con la transmisión de agentes infecciosos y

parasitarias por animales domésticos (de Oliveira Avelar et al. 2013, Proença et al. 2013).

Asimismo, las poblaciones de animales de vida silvestre se pueden desempeñar como reservorios de patógenos que pueden resultar una amenaza no solo para la conservación de las especies sino también para la salud humana (Yeates 2018, Stroud and Lindenmayer 2019). En comparación con el siglo pasado, el número de enfermedades infecciosas que afectan la vida silvestre va en aumento, se han descrito brotes que han causado pérdidas poblacionales considerables, las cuales modifican la estructura y biodiversidad de las especies (Alexander et al. 2010, Rubin et al. 2013). La ocurrencia de cánidos silvestres en reservas ecológicas cercanas a áreas urbanas es de suma importancia, ya que generalmente estos animales ocupan posiciones tróficas altas en estos ambientes, jugando un papel ecológico importante en la comunidad (Faria-Corrêa et al. 2009).

En el mundo existe gran variedad de agentes infecciosos transmitidos por las garrapatas; en Colombia se ha reportado la ocurrencia de anaplasmosis, babesiosis, ehrlichiosis, entre otras (Torres-mejía and Fuente 2006). Sin embargo, la medicina veterinaria en el país, se ocupa generalmente de los efectos de los hemoparásitos en las especies domésticas de producción pecuaria y de compañía, mientras existen vacíos en el conocimiento en animales de fauna silvestre y seres humanos (Acevedo-Gutiérrez et al. 2020). En la actualidad, la incidencia de patógenos transmitidos por garrapatas se ha incrementado considerablemente debido a varios factores que, en conjunto, facilitan las posibilidades de contacto entre animales silvestres, domésticos, humanos y ectoparásitos, y el flujo de los patógenos transmitidos ocurra desde la vida silvestre hasta los carnívoros domésticos y viceversa (Steiniger and Hunter 2013).

La Ehrlichiosis, una enfermedad emergente transmitida por garrapatas que afecta tanto a animales como a humanos, además, puede representar una amenaza para la supervivencia y preservación de los animales silvestres, y aunque existen pocos estudios de la enfermedad en vida silvestre, en Brasil André (André et al. 2010a), realizó detección molecular de *Ehrlichia* en felinos silvestres en cautiverio ($n = 72$) y se encontraron anticuerpos de *Ehrlichia spp* para 16 de ellos (22,2%), siendo un hallazgo de importancia para la conservación de los felinos que se encuentran en algún grado de amenaza. En otro estudio realizado por Almeida (2013), realizado en 58 zorros cangrejeros hallados atropellados en las carreteras, encontraron que 6 ejemplares (10,34%) eran positivos a

Ehrlichia spp, lo que indica en ambos estudios, es que la presencia de este agente infeccioso es un hallazgo relativamente frecuente, tanto en zorro cangrejero en cautiverio como en vida libre (Taques et al. 2018).

En cuanto a *Anaplasma spp*, la mayoría de los estudios se han concentrado en bovinos domésticos, sin embargo, estudios recientes encontraron diversidad de genotipos que afectan a los perros, carnívoros silvestres, venados y aves (Santos et al. 2011, Sacchi et al. 2012, Silveira et al. 2012, Mongruel et al. 2017). En la Amazonía Brasileira, Soares (2017) evaluó órganos y tejidos de 181 animales atropellados de 36 especies diferentes y encontró mediante detección molecular, que 16 de ellos (8,8%) resultaron positivos a *Anaplasma spp*, lo que indica que el agente circula bajo condiciones naturales en los animales silvestres de la Amazonía.

Por otra parte, la leptospirosis es una enfermedad bacteriana de importancia mundial, debido a su amplia distribución y por ser una zoonosis de consideración, la cual ha sido reconocida como una enfermedad infecciosa emergente, debido a brotes en seres humanos asociados con actividades recreativas y de turismo en reservas naturales, bosques y a interacciones con animales domésticos y silvestres (Levett et al. 2005, Vieira et al. 2016). En vida silvestre la infección por *Leptospira spp* se encuentra ampliamente distribuida independientemente del bioma o de la especie (Petrakovsky et al. 2005). En estudios realizados por Vieira (2016) en El Pantanal, reporta la alta ocurrencia de portadores de *Leptospira spp* en los animales de vida silvestre, además, observaron una alta frecuencia de serorreactividad en todas las especies, lo que sugiere altos niveles de exposición al agente.

En cuanto a las enfermedades parasitarias, es natural que los animales contraigan parásitos, con los cuales mantienen un equilibrio parásito hospedador, cuando éste se altera, se producen enfermedades que son la principal causa de mortalidad en la vida silvestre (Matsuno 2018). Los parásitos de las poblaciones silvestres proporcionan información sobre la ecología del hospedador, ayudan en el mantenimiento de las comunidades ecológicas, siendo necesario su conocimiento con el objetivo de establecer el perfil epidemiológico de un plan de manejo (Santos et al. 2012). Además, permiten monitorear el estado de los ecosistemas, dado que su presencia o ausencia que hace posible inferir la riqueza de un hábitat, mediante el conocimiento de sus ciclos biológicos, y de igual manera, la ausencia de éstos o la presencia de otros puede ser indicativo del

estrés de un huésped, lo que a menudo refleja las alteraciones ambientales (Arrojo 2002, Beisiegel et al. 2013).

Las zoonosis de gusanos parasitarios, han sido históricamente consideradas como un problema principalmente en las regiones tropicales (Escobar 2017), el cambio de distribuciones de la vida silvestre y animales domésticos en respuesta al cambio climático, también tienen el potencial de afectar a las distribuciones de enfermedades zoonóticas (Beugnet and Chalvet-Monfray 2013, Carlson et al. 2017). Debido a esto, es crítico y difícil predecir cómo cambiarán las distribuciones de parásitos en las próximas décadas en las diferentes regiones y ecosistemas (Jiménez et al. 2017, Martínez 2020).

Con respecto a esto, los estudios en los carnívoros silvestres son necesarios, ya que la superposición de sus nichos ecológicos cerca de zonas urbanas y rurales implican un contacto directo entre los perros, animales silvestres y humanos (Zanini et al. 2006). De este modo, los cánidos silvestres son reconocidos como hospedadores definitivos y diseminadores accidentales de una gran variedad de parásitos que pueden afectar a otras especies (Gomes et al. 2019). De igual forma, son susceptibles de adquirir patógenos de animales domésticos o silvestres, con los cuales comparten su hábitat (Maritza et al. 2015).

En la actualidad, no hay evidencia de que los carnívoros que viven cerca de asentamientos humanos tengan más parásitos que los que viven en ambientes silvestres (Fuchs et al. 2006), aunque no se puede descartar la posibilidad que puedan infectarse con parásitos que sean más frecuentes en animales domésticos (Fiorello et al. 2006). Esto indica que pueden padecer infecciones epizooticas y, consecuentemente, disminuciones poblacionales relacionadas con la transmisión de enfermedades infecciosas y parasitarias por animales domésticos (Ruas et al. 2008, de Oliveira Avelar et al. 2013, Natalini et al. 2020)

Los parásitos del Orden Strongilidos muestran una variedad de familias que pueden parasitar animales y humanos, su transmisión y ciclo de vida varían dependiendo de la especie, factores ambientales, huéspedes y dinámicas ecológicas (Baguette et al. 2013, Gomes et al. 2018), los cambios estacionales, las características del huésped, como los hábitos alimenticios, la preferencia y uso del hábitat, la edad, el sexo, estado reproductivo

entre otros, pueden regular el parasitismo dinámico del hospedador, como resultado de todo esto, su prevalencia y abundancia es significativa en su distribución y riesgo de infección y carga parasitaria para el huésped (Ruas et al. 2003, Elmore et al. 2013, Short et al. 2017). Asimismo, se cree que la capacidad de estos parásitos para prosperar en nuevas áreas se debe en parte a su amplia variedad de huéspedes definitivos y accidentales (Caprioli et al. 2018).

Es importante destacar el desafío para los profesionales en conservación y salud pública, identificar cuáles son las condiciones que causan la propagación de una infección y tomar medidas antes que ocurran epidemias (Lima et al. 2013), de esta manera, el estudio de agentes infecciosos en poblaciones silvestres es fundamental para la implementación de programas de prevención, control y erradicación de enfermedades, y para el manejo y conservación de especies silvestres (Jorge et al. 2010, Monsalve 2019). Es necesario resaltar que, para el zorro cangrejero su estado de conservación no reviste amenaza, el nivel de conocimiento sobre la salud de la especie es considerado insuficiente (Carlozzi 2011).

En este sentido, las investigaciones sobre las enfermedades que afectan la vida silvestre son pocas y las estrategias para el control y la prevención de estos patógenos son escasas y en algunos lugares nulas (Almeida et al. 2018). Es importante destacar, que a pesar del vasto conocimiento de los agentes patógenos en vida silvestre y de su estrecha relación entre animales domésticos y seres humanos, son pocas las investigaciones en animales silvestres de vida libre, lo que crea un vacío de información que limita las acciones en conservación de las especies y ecosistemas, por tal motivo, se hace necesario conocer la biodiversidad presente en las APU y realizar investigaciones para llenar los vacíos de información de las especies que viven o están de paso en dichas áreas protegidas (Alcaldía de Medellín et al. 2014). Todo esto con el objetivo de crear un plan de manejo y conservación más acertado, con datos precisos de especies y su historia natural, para que las acciones sean más puntuales y los recursos sean dirigidos a invertir en las necesidades prioritarias de conservación (De Barros Ferraz et al. 2010)

Objetivo general

Caracterizar el estado de salud mediante la Identificación de agentes infecciosos en el zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) en las Áreas Protegidas Urbanas del Valle de Aburrá

- Detectar algunos agentes infecciosos en el zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) en las Áreas Protegidas Urbanas del Valle de Aburrá.
- Identificar las especies de parásitos gastrointestinales presentes en el zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) en las Áreas Protegidas Urbanas del Valle de Aburrá.

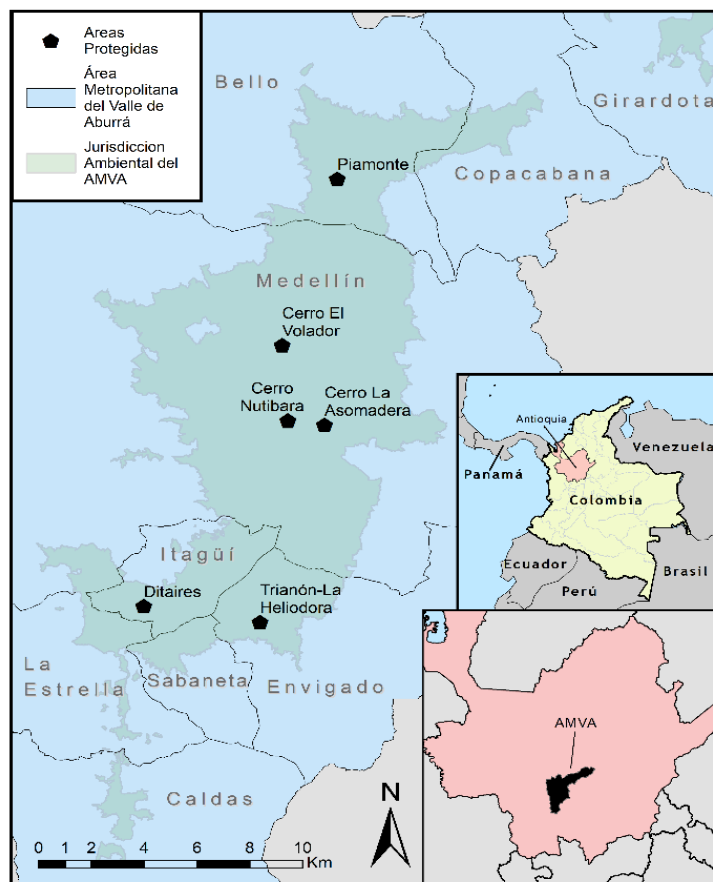
ÁREA DE ESTUDIO

El Valle de Aburrá se encuentra ubicado en el Departamento de Antioquia, Colombia, está compuesto por 10 municipios (Barbosa, Girardota, Copacabana, Bello, Medellín, Caldas, Itagüí, Envigado, La Estrella, Sabaneta) y concentra la mitad de la población del Departamento de Antioquia. Su altura varía entre 1.300 y 2.800 msnm, posee una topografía pendiente e irregular, dominado por cerros alrededor y atravesado en su eje central por el río Aburrá-Medellín. Su temperatura varía entre los 13°C hasta 26°C.

Dentro del Valle de Aburrá se encuentran 6 Áreas Protegidas Urbanas APU y sus zonas de amortiguamiento, las cuales fueron las unidades utilizadas para este estudio (Figura 1):

- Parque Regional Metropolitano Cerro El Volador. Localización: 6.264256, -75.580737. Ubicación: Medellín. Área (Ha): 113.13
- Área de Recreación Urbana Cerro La Asomadera. Localización: 6.234376, -75.566375. Ubicación: Medellín. Área (Ha): 26.63
- Área de Recreación Parque Ecológico Cerro Nutibara. Localización: 6.236044, -75.578818. Ubicación: Medellín. Área (Ha): 29.33
- Área de Recreación Piamonte. Localización: 6.326719, -75.561969. Ubicación: Bello. Área (Ha): 14.23
- Área Protegida de recreación Urbana Triación- La Heliadora. Localización: 6.160341, -75.588338. Ubicación: Envigado. Área (Ha): 25.5
- Área de Recreación Urbana Ditaires. Localización: 6.166319, -75.627940. Ubicación: Itagüí. Área (Ha): 12.54

Áreas Protegidas en el Valle de Aburrá, Antioquia, Colombia



Autora: Sara Salomé Muñoz
 Fecha: 11/9/2021
 Fuentes: Programa Datos Abiertos (Gobierno Metropolitano del Valle de Aburrá), USGS, Humanitarian Data Exchange

Figura 1. Localización de las Áreas Protegidas Urbanas dentro del Valle de Aburrá, Colombia 2021.

METODOLOGÍA

Este estudio fue aprobado por la autoridad ambiental Área Metropolitana del Valle de Aburrá, mediante el permiso de investigación expedido con la Resolución Metropolitana N° SA 003275 del 21 noviembre de 2019 y, además cuenta con el aval del Comité de Ética para la Experimentación con Animales de la Universidad de Antioquia Acta N° 126 del 13 de agosto de 2019.

Captura

El proceso de capturas comenzó en el mes de febrero de 2020 y culminó en enero de 2021, el tiempo de permanencia en cada APU fue el siguiente: Cerro Nutibara febrero, Piamonte de marzo a junio, La Heliadora agosto, La Asomadera septiembre, Cerro Volador octubre y noviembre, y por último Ditaires de diciembre a enero. Para las capturas se utilizaron dos trampas tipo Tomahawk® (Tomahawk Live Trap Co. Tomahawk, Wisconsin), con medidas de 120x70x70cm.

La etapa de condicionamiento operante fue realizada en dos fases, la primera fue la atrayente, en la cual se tuvo como objetivo el acercamiento de los ejemplares de zorro cangrejero al lugar donde fueron dispuestas las jaulas para las capturas. El cebo usado como atrayente fue una mezcla de latas de sardinas en salsa de tomate y huevo, este cebo se utilizó durante varios días, en los cuales los individuos de zorro cangrejero se habituaron a la presencia de la jaula, el cual, fue cambiado día de intermedio para que no perdiera efectividad debido a las lluvias, exposición al medio ambiente y a pérdidas por el consumo de otros animales. Este proceso duró aproximadamente 10 días en cada APU.

De este modo, familiarizados a la trampera, se procedió a la segunda etapa de condicionamiento operante, el cual consistió en cambiar el cebo de sardina por alas de pollo, las cuales fueron amarradas con alambre encauchetado a la parte interna de la jaula, en techo, con la finalidad de que el individuo de zorro cangrejero ingresara a la jaula y halara el pollo. Este proceso de acostumbramiento duró 1 semana, en el cual se cambió el cebo de pollo cada día de intermedio, ya que los zorros u otros animales lo consumían. Durante este proceso, la puerta de entrada de la trampera se encontraba asegurada para evitar ser activada durante el tiempo de condicionamiento operante.

Asimismo, todo el proceso fue monitoreado mediante cámaras de fototrampeo, las cuales registraron al ejemplar ingresando o no a la jaula. En el momento en el cual el zorro cangrejero se habituó a ingresar a la jaula y halar el pollo, se retiró el seguro de la puerta de entrada y se activó la jaula para comenzar con las capturas.

En el momento en que el zorro cangrejero activó la trampa con su ingreso, fue anestesiado utilizando dardos y cerbatana, se inoculó una combinación de Ketamina + Xilacina a razón de 7 mg/kg y 0.2mg/kg respectivamente y se obtuvo un plano anestésico general para su manipulación (Wegan et al. 2014, Mateus 2017, Castro De Azevedo et al. 2020). Una vez el individuo se encontraba anestesiado, fue retirado con precaución de la jaula trampa, se aseguró el hocico con un bozal y se trasladó al lugar que fue acondicionado para realizar el monitoreo de las constantes fisiológicas (temperatura, frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria, pulso), se realizó revisión médica exploratoria por sistemas fisiológicos (sistema tegumentario, cardíaco, respiratorio, digestivo, genitourinario, músculo esquelético, órganos de los sentidos), se insertó un catéter venoso en la vena cefálica o safena con la finalidad de tener una vía permeable para la administración de medicamentos o la hidratación de mantenimiento 40 ml/kg/hora con cloruro de sodio al 0.9%, se realizaron toma de las muestras (sanguíneas, heces, orina, ectoparásitos) y se tomaron medidas morfométricas en cada ejemplar de capturado. Cuando el ejemplar de zorro cangrejero lo requirió, se administró Propofol en dosis de 2.5 mg/kg/iv (Castro De Azevedo et al. 2020) como mantenimiento a la anestesia general.

De esta manera, se recolectó información de 24 individuos de zorro cangrejero (Anexo 1), de los cuales 13 fueron capturados en las APU, áreas de amortiguamiento y sectores aledaños y 11 provenientes del Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre CAV, los cuales fueron ingresados a este centro por emergencias de casos atendidos en el Valle de Aburrá (Cuadro 1). 8 individuos capturados de zorro cangrejero se marcaron con microchip (CN003, CN004, CN006, PM001, PM002, LH001, LH002, UN001) lo que facilitó su identificación en las recapturas, 5 ejemplares se encontraron en condiciones de salud que fueron incompatibles con su sobrevivencia (CN001, CN002, LA001, UM001, UM002) y 11 individuos ingresaron al CAV (CAV001 a CAV011).

Cuadro 1. Registro e identificación de 24 individuos de zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) obtenidos en diferentes lugares del Valle de Aburrá entre febrero de 2020 y enero de 2021.

Código	Microchip	Procedencia	Sexo	Edad
CN001		APU Cerro Nutibara	Macho	Cachorro
CN002		APU Cerro Nutibara	Hembra	Cachorro
CN003	97717000090642	APU Cerro Nutibara	Macho	Juvenil
CN004	97717000090023	APU Cerro Nutibara	Hembra	Adulto
CN005	97717000090008	APU Cerro Nutibara	Macho	Adulto
PM001	97717000090441	APU Piamonte	Macho	Adulto
PM002	97717000090107	APU Piamonte	Hembra	Adulto
LH001	97717000089913	APU La Heliadora	Hembra	Adulto
LH002	97717000090697	APU La Heliadora	Macho	Adulto
LA001		APU La Asomadera	Hembra	Adulto
UN001	97717000090671	APU Cerro Volador – Universidad Nacional	Macho	Adulto
UM001		Universidad Medellín	Hembra	Adulto
UM002		Universidad Medellín	Macho	Cachorro
CAV001		Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre	Hembra	juvenil
CAV002		Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre	Hembra	Adulto
CAV003		Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre	Macho	Adulto
CAV004		Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre	Hembra	Adulto
CAV005		Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre	Macho	juvenil
CAV006		Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre	Macho	Cachorro
CAV007		Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre	Macho	Adulto
CAV008		Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre	Hembra	juvenil
CAV009		Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre	Macho	Adulto
CAV010		Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre	Macho	Adulto
CAV011		Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre	Macho	Adulto

Toma de muestras sanguíneas

Sangre

La obtención de la muestra sanguínea se realizó mediante la venopunción de la vena safena y/o cefálica, con jeringa de 5ml y aguja de calibre 21 x 1 ½. se utilizaron tubos de recolección de sangre de color rojo (seco) para los análisis de químicas sanguíneas y lila (con EDTA) para análisis de hemoleucograma y moleculares. Se depositaron en neveras para su conservación y transporte hasta ser entregados al laboratorio para su procesamiento.

Los hemoleucogramas fueron procesados en el laboratorio clínico mediante equipos automatizados, analizadores hemáticos veterinarios (HA-22- TOUCH for vet, URIT2900 Vet) y por conteo automatizado y diferencial manual; Microscopía óptica, impedancia eléctrica (Abacus Junior Vet), Coloración Wright.

Las químicas sanguíneas fueron realizadas mediante técnicas enzimáticas de colorimetría, Espectrofotometría A-15.

Análisis Molecular

Extracción de ADN

Extracción ADN de sangre entera

Se utilizó el kit de la marca Thermo scientific tissue ADN purification® siguiendo las recomendaciones del fabricante. Se cuantificó y midió su pureza por medio de espectrofotometría con las relaciones 260/230 y 260/280 (Nanodrop ND-2000®, Thermo Scientific, Wilmington, EE.UU.); para posterior refrigeración a 4°C por 12 horas y luego congelados -20°C hasta su uso en PCR tiempo real (PCRtr) o PCR convencional, según el protocolo.

Detección molecular familia Anaplasmataceae (*Ehrlichia spp.* y *Anaplasma spp.*) qPCR con el Gen 16S rRNA:

Se montaron ensayos de PCR en tiempo real basado en la amplificación del gen 16S rRNA utilizando los cebadores EC16S F (5'-TCGCTATTAGATGAGCCTACGT-3') (Peleg et al. 2010) y EC16S R (5'-GAGTCTGGACCGTATCTCAGT-3') (Waner et al. 2014). El volumen de reacción final fue de 20 µl, constituido por 10 µl de SensiFAST PCR master mix (2x), 0,8 µM de cada cebador, 6,4 µl de agua ultra pura y 2 µl del ADN concentración final de 33,33 ng/ µL. El programa de termociclador optimizado fue de 95°C durante 3 minutos, seguido de 35 ciclos de 95°C durante 5 segundos, extensión de recorrido a 65°C durante 10 segundos y amplificación final a 72°C por 5 segundos. Las muestras se consideraron positivas con niveles de ciclo umbral (Ct) de menos de 35 ciclos y con producto amplificado cercanos a la misma temperatura de disociación del control positivo, temperatura de fusión (TM) (65-95°C) y Threshold 0.03932. También se agregó una curva de fusión al final de esta prueba para verificar la especificidad y garantizar la eficiencia de los cebadores. El control positivo fue ADN de organismos relacionados a *Anaplasma marginale*. El control para garantizar la ausencia de contaminación de reactivos, enzimas y muestras problemas, se incluyó en cada reacción un tubo que contenía todos los componentes de PCR-Mix, excepto la muestra de ADN. La muestra de ADN fue reemplazada por una cantidad equivalente de agua ultra pura. Fueron utilizadas puntas de filtro en todas las etapas del experimento y en cabinas separadas del laboratorio, la PCR se realizó en un sistema cerrado.

Detección molecular parásitos Hemoprotozoarios caninos gen 18S rRNA

PCR Convencional Género *Babesia spp.*:

Se utilizaron los iniciadores descritos por Jefferies et al. (Jefferies et al. 2003), PiroA1: 5'-AGG GAG CCT GAG AGA CGG CTA CC-3' y PiroB: 5'-TTA AAT ACG AAT GCC CCC AAC-3' para un tamaño del amplicó de 450 pb. El volumen de reacción final fue de 50 µl manteniendo las concentraciones y volumen descrito para 16S rRNA convencional. El programa de termociclador optimizado fue de una desnaturalización inicial de 94°C durante 3 minutos, seguido de 35 ciclos de 94°C durante 30 segundos, annealing de 60°C por 30 segundos, extensión de 72°C durante 45 segundos y amplificación final a 72°C por 10 minutos. El control positivo ADN de organismo relacionado a *Babesia canis*.

PCR Convencional género *Hepatozoon spp.*:

Se utilizaron Iniciadores HEP144-169 (5'-GGT AAT TCT AGA GCT AAT ACA TGA GC-3') y HEP743-718 (5'-ACA ATA AAG TAA AAA ACA YTT CAA AG-3') que amplifica un fragmento de gen de la subunidad 18S rRNA (574 pb) (de Sousa et al. 2017). El volumen de reacción final fue de 26 µl: (19,2 µl) de agua ultra pura, BSA como aditivo (0,2 µl), 10x NH₄ Buffer (2,5 µl), MgCl₂ solution 10 (0,75 µl), dNTPs mix 10 mM (0,25 µl), cada cebador 10 mM (0,5 µl), Biolase DNA Polimerase (0,1 µl), y ADN problema (2 µl). El termociclador optimizado fue de 95°C / 2 minutos, seguido de 35 ciclos de 95°C / 30 segundos, extensión de recorrido a 53°C / 30 segundos, amplificación 72°C / 45 segundos y una extensión final de 72°C / 5 minutos. Como control positivo se tomó ADN de organismo relacionado a *Hepatozoon canis*.

Todos los productos generados por PCR convencional, fueron sembrados en gel de agarosa al 2%, usando como intercalante EZ-Visión (AMRESCO®) y marcador de peso molecular de 100pb. La fuente de poder se programó a 100 voltios por 40 minutos y el revelado se hizo en un fotodocumentador ENDURO™ (Labnet). Igualmente, en todos los montajes los controles positivos fueron añadidos y sembrados seguido del control negativo externo (out) con el objeto de evitar falsos positivos.

PCR *Leptospira spp.*:

Se seleccionó el conjunto de cebadores LipL32-270F modificado 5'-CGCTGAAATGGGAGTTCG TATGATT-3 ') y LipL32-692R (5'-CCAACAGATGCAACGAAAG ATCCTTT-3 '), lo que resultó en un amplicón de 423 pb entre las posiciones 270 y 692 de la región de codificación lipL32. (Levett et al. 2005)

qPCR:

Se realizó en un sistema MJ Opticon (MJ Research), utilizando reactivos SYBR Green JumpStart Taq ReadyMix (Sigma) en un volumen de 20 µl que contenía cebador directo 300 nM, cebador inverso 900 nM, 25 µl de reactivo ReadyMix y 4 µl Plantilla de ADN. El protocolo de amplificación consistió en 20 segundos a 95 °C y 2 minutos a 94 °C, seguido de 40 ciclos de amplificación (95 °C durante 5 segundos, 67,2 °C durante 15 segundos, 72 °C durante 20 segundos), luego se detuvo la reacción (96 °C durante 2 minutos), se enfrió (20 °C durante 1 minuto) y se fundió (72-96 °C con lecturas de placa cada 0,4 °C).

Todos los productos positivos al PCR fueron secuenciados en el Instituto de Genética de la Universidad Nacional de Colombia. Los resultados de identidad y cobertura fueron analizados con el fin de establecer homologías con secuencias de referencia (www.ncbi.nlm.nih.gov/blast), se usó el programa BLAST para comparar las secuencias obtenidas con el GenBank. Las secuencias fueron alineadas en el programa Mega X (Kumar et al. 2018)

Muestras fecales

La muestra de materia fecal fue obtenida del recto o directamente del intestino en los casos en los que se realizó necropsia. Las muestras fueron depositadas en un frasco de plástico con tapa de rosca, de boca ancha y limpio. Al ser exámenes que requieren de un laboratorio, las muestras se transportaron dentro de un lapso de 8 horas después de recolectadas y evitar la pérdida de las condiciones óptimas para su análisis. El laboratorio clínico realizó diferentes análisis cualitativos para la identificación de los parásitos, flotación, frotis y tamizaje.

Orina

La muestra de orina se obtuvo mediante sondaje uretral (Sonda Nelaton calibre N°5) o directamente de la vejiga por cistocentesis. Se recolectó la mayor cantidad de orina posible, entre los 3 ml a 5 ml, para los análisis cualitativos y cuantitativos de laboratorio (microscopía óptica, colorimetría semicuantitativa, Físicoquímico, Tirillas reactivas, anillo de Heller, refractometría , montaje directo en lámina)

Ectoparásitos

Los ectoparásitos encontrados, como pulgas y garrapatas fueron recolectados en crioviales de 2 ml con alcohol al 70% para su preservación y futuros análisis especializados.

Necropsias

Se realizó necropsia a los ejemplares de zorro cangrejero en los cuales su condición

de salud era incompatible con su supervivencia. Se dispuso de los cuerpos de los individuos en las instalaciones de centros veterinarios que fueron adecuadas para la realización del procedimiento, y se obtuvo de cada uno de ellos, muestras sanguíneas y de tejidos para el procesamiento del material necesario para los análisis moleculares.

RESULTADOS

Agentes infecciosos

Pruebas moleculares

En 16 muestras sanguíneas, se encontró la presencia de *Anaplasma spp* y *Ehrlichia spp* en 3 ejemplares de zorro cangrejero (Cuadro 2). Los individuos UM002 y CAV002 fueron positivos para *Ehrlichia spp* (12,5%), mientras que el individuo CAV009 positivo para *Anaplasma spp* (6,22%).

Cuadro 2. Detección molecular para la familia Anaplasmataceae en los géneros de *Ehrlichia spp* y *Anaplasma spp* en 16 individuos de zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*), Valle de Aburrá 2021.

Código	Ciclo umbral Ct
	-PCR
	<i>E.canis</i> 83,5 °C
	<i>Anaplasma spp</i> 85 °C
CN001	Negativo
CN002	Negativo
CN003	Negativo
CN005	Negativo
PM001	Negativo
PM002	Negativo
LH001	Negativo
LH002	Negativo
UN001	Negativo
UM001	Negativo
UM002	Positivo (84°C)
CAV001	Negativo
CAV002	Positivo (83,5°)
CAV003	Negativo
CAV008	Negativo
CAV009	Positivo (85°C)

Para *Leptospira spp* se analizaron 19 muestras sanguíneas, con resultados positivos en 4 individuos de zorro cangrejero CN001, CN002, CN004, LH002 (Cuadro 3).

Cuadro 3. Detección molecular para la *Leptospira spp* en 19 individuos de zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*), Valle de Aburrá 2021.

Código	PCR punto final <i>Leptospira spp</i>
CN001	Positivo
CN002	Positivo
CN003	Negativo
CN004	Positivo
CN005	Negativo
PM001	Negativo
PM002	Negativo
LH001	Negativo
LH002	Positivo
UN001	Negativo
UM001	Negativo
UM002	Negativo
LA001	Negativo
CAV002	Negativo
CAV003	Negativo
CAV008	Negativo
CAV009	Negativo
CAV010	Negativo
CAV011	Negativo

Los resultados de la secuenciación para los individuos CN004 y LH002 fue de *Leptospira interrogans*.

Para los agentes infecciosos *Babesia spp* y *Hepatozoon spp* no se reportaron resultados positivos.

Identificación de parásitos gastrointestinales

Coprológicos

De las 9 muestras fecales, de las cuales 1 de ellas (11,11%) resultó positiva en el examen coprológico a huevos de estrombilidos (Figura 2). En los demás individuos la cantidad de muestra fue insuficiente para el análisis, de los 24 zorros cangrejeros solo del 37,5% se logró obtener muestra válida para el estudio.

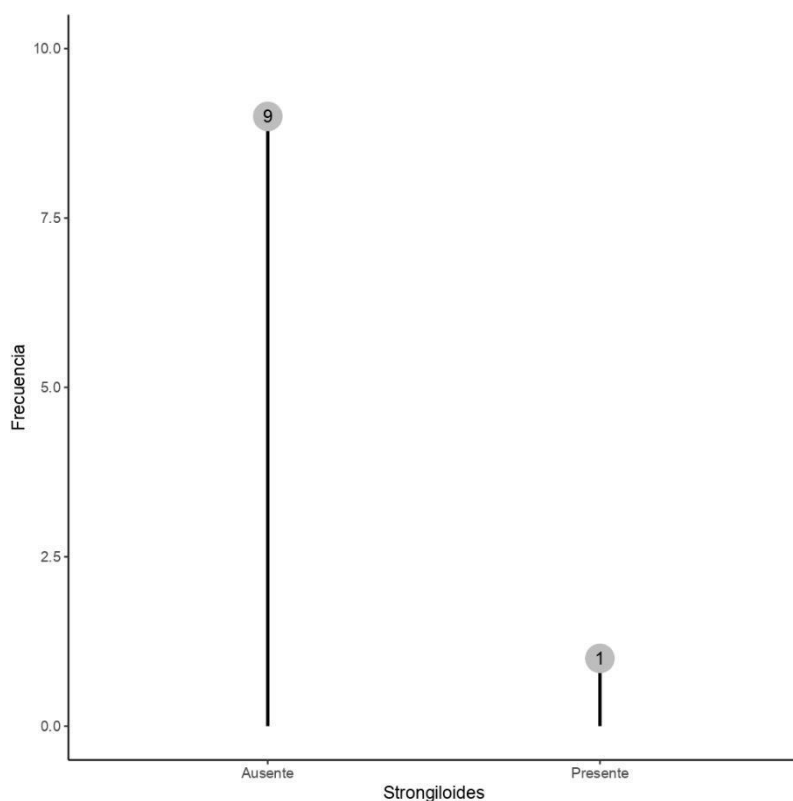


Figura 2. Presencia de parásitos Strongiloides encontrados en muestras de materia fecal de zorro cangrejero en las APU del Valle de Aburrá entre febrero de 2020 y enero de 2021.

Estado de salud

Examen clínico objetivo estructurado

Los ejemplares que presentaron alteraciones al examen clínico exploratorio fueron UN001 (Esfínter anal eritematoso, edema y diarrea), UM001, UM002, CN001, CN002 y LA001, los cuales tuvieron múltiples alteraciones incompatibles con la vida (Cuadro 7)

Hemoleucogramas

Se obtienen valores de 24 zorros cangrejeros dentro del analizador hemático, el cual está calibrado para caninos domésticos. No se encuentran valores de referencia de la especie en el país, para realizar una comparación.

Hemograma

Los rangos encontrados en los 24 hemogramas realizados en los zorros cangrejeros (Cuadro 4), fueron analizados para cada individuo, según su examen clínico y resultados de otras pruebas diagnósticas.

Cuadro 4. Resultado del analizador hemático para el hemograma en 24 zorros cangrejeros (*Cerdocyon thous*) muestreados en las APU del Valle de Aburrá entre febrero de 2020 a enero de 2021.

ANALITO	RANGO INFERIOR	RANGO SUPERIOR
Eritrocitos x 10 ⁶ /μL	4,41	7,12
HTO %	36,3	54,9
Hemoglobina g/dL	13,4	17,4
Reticulocitos %	0	1
HCM pg	24,4	31,6
CMHC g/DI	31,4	34
VCM fL	77,11	92,94
Plaquetas x 10 ³ /μL	144	325
Proteínas Plasmáticas g/dL	4	7,8

Leucograma

Valores encontrados en el leucograma de las 24 muestras sanguíneas tomadas de los zorros cangrejeros (Cuadro 5).

Cuadro 5. Resultado del analizador hemático para el leucograma en 24 zorros cangrejeros (*Cerdocyon thous*) muestreados en las APU del Valle de Aburrá entre febrero de 2020 a enero de 2021.

ANALITO	RANGO INFERIOR	RANGO SUPERIOR
Leucocitos x 10 ³ /μL	6,8	17,33
Basófilos x 10 ³ /μL	0	501
Eosinófilos x 10 ³ /μL	0	8,9
Neutrófilos x 10 ³ /μL	5,58	9,8
Bandas x 10 ³ /μL	0	0,31
Linfocitos x 10 ³ /μL	1,09	5,34
Monocitos x 10 ³ /μL	0	5,2
Basófilos relativo %	0	3
Eosinófilos relativo %	2	23
Neutrófilos relativo %	49	82
Bandas relativo %	0	3
Linfocitos relativo %	0	32
Monocitos relativo %	0	3

Química sanguínea

Se realizaron exámenes de química sanguínea ALT y Creatinina a 24 zorros cangrejeros, los rangos encontrados fueron:

ALT U/L (30,70 - 95,42), Creatinina mg/dL (0,86 - 1,2)

Citoquímico de orina

Se recolectó orina en 4 zorros cangrejeros, los análisis cualitativos y cuantitativos de este examen, presentaron variaciones en los analitos evaluados en cada uno de los individuos analizados (Anexo 2), el ejemplar CN005 reportó alteraciones significativas en los resultados.

Ectoparásitos

De los 24 individuos de zorro cangrejero se encontraron 2 ejemplares con presencia de garrapatas LH001, LH002 y 6 con pulgas (25%) CN004, CN005, PM001, LH001, LH002, LA001 (Figura 3)

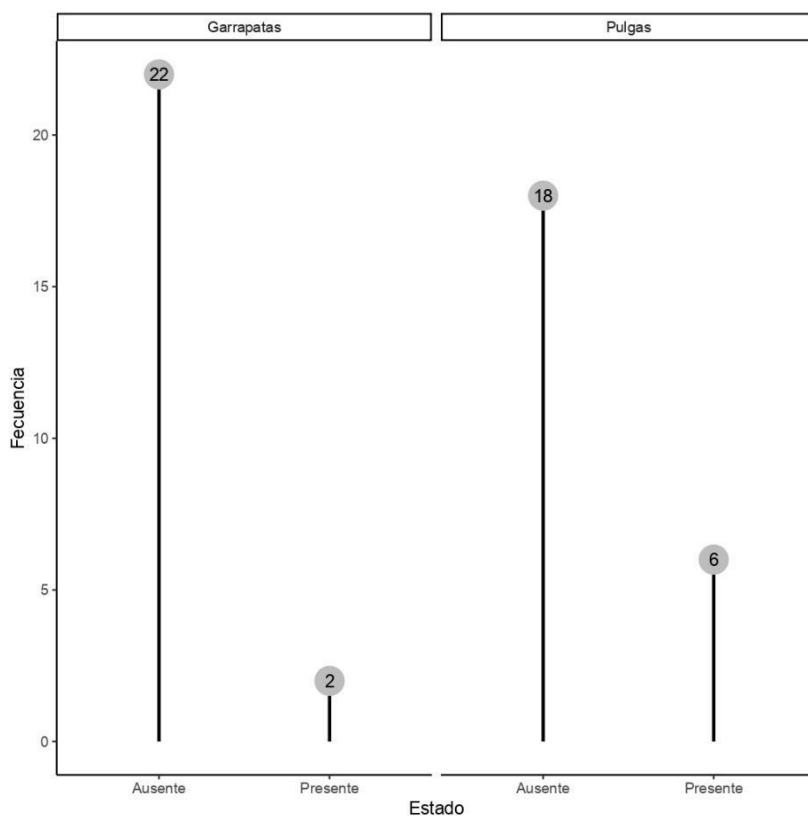


Figura 3. Presencia de ectoparásitos (garrapatas y pulgas) en 24 individuos de zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) procedentes de las APU del Valle de Aburrá, febrero 2020 a enero 2021.

Necropsias

Se realizaron 5 necropsias en los individuos UM001, UM002, CN001, CN002, con diferentes causas de muerte (cuadro 6) y diagnósticos presuntivos.

Cuadro 6. Causa de muerte y hallazgos en las necropsias de los zorros cangrejeros (*Cerdocyon thous*) del Valle de Aburrá, febrero 2020 a enero 2021

Código	Causa muerte	hallazgos de necropsia	Diagnóstico presuntivo
UM001	Atropellamiento	Ruptura de vejiga, enteritis hemorrágica, congestión multiorgánica	Enfermedad infecciosa (viral, bacteriana), politraumatismo
UM002	Shock séptico	Daño multiorgánico	Viremia aguda, bacteriemia aguda
CN001	Shock séptico	Daño multiorgánico	Leptospirosis
CN002	Shock séptico	Daño multiorgánico	Viremia aguda, bacteriemia aguda
LA001	Shock hipovolémico	Daño multiorgánico	Atropellamiento, politraumatismo

DISCUSIÓN

Este estudio encontró evidencias de infección de los agentes *Ehrlichia spp* (CAV002, UM002), *Anaplasma spp* (CAV009) y *Leptospira spp* (LH002, CN001, CN002 y CN004), patógenos que son de importancia en la medicina veterinaria de pequeñas especies, especialmente en los caninos domésticos, debido a su frecuencia de presentación a la consulta médica. Referente a medicina de fauna silvestre, en el país no se cuenta con datos de ejemplares de zorros cangrejeros de vida libre que fueran capturados para ser analizados en este tipo de pruebas clínicas. Al ser esta investigación la primera en el Valle de Aburrá sobre la salud de los zorros cangrejeros en entornos urbanos, no existe información previa para realizar un análisis de la situación sanitaria en la que se encuentra la especie en el Área Metropolitana.

Según estudios realizados en Brasil por Almeida (2013), la infección por *Ehrlichia spp* estuvo presente en 10.3% de los zorros cangrejeros de vida libre atropellados (N = 58) en la carretera que cruza bosque lluvioso del Atlántico (Mata Atlántica) y algunas de sus ciudades aledañas. Mientras tanto, otros estudios realizados en animales en cautiverio, la presencia de *Ehrlichia spp* fue mayor en relación a los ejemplares de vida libre (André et al. 2010). Resultados que indican ser un agente común de encontrar en animales tanto en cautiverio como en vida silvestre.

Sobre la infección con *Anaplasma spp* en animales de vida libre, no se cuenta con información en el país de este agente afectando al zorro cangrejero, y aunque es frecuente su presentación en caninos domésticos, no hay datos que confirmen su presencia en los carnívoros de vida libre, a pesar de la abundancia de especies de ectoparásitos que pueden transmitir este agente infeccioso (Acevedo-Gutiérrez et al. 2020).

Estudios realizados en la Amazonía Brasileña sobre la presencia de este tipo de bacterias transmitidas por garrapatas, indican que una variedad de organismos Anaplasmataceae genéticamente distintos circulan en condiciones naturales en la vida silvestre amazónica, estos pueden ser compartidos entre los animales de vida silvestre, domésticos y humanos, siendo tema de importancia dentro de la iniciativa One Health (Furtado et al. 2016, Caprioli et al. 2018), Asimismo, Knobel (Gompper 2015) destaca que la presencia de estas enfermedades en animales de vida libre podría estar relacionada

con las infecciones de los caninos domésticos, en lugares donde el nivel de exposición es alto, carnívoros silvestres como domésticos podrían coinfectarse entre sí con estos agentes infecciosos.

En cuanto a la vía de transmisión y contagio de ambos agentes, se realiza por medio de garrapatas, y tanto animales silvestres como domésticos pueden verse afectados por este tipo de parásitos, y sin dejar a un lado, los seres humanos también pueden ser parasitados por garrapatas, lo que indica que pueda ser un riesgo de salud pública en regiones donde el contacto entre animales y humanos sea más estrecho y las medidas sanitarias sean escasas.

Por otra parte, las infecciones de *Leptospira spp*, son comunes tanto en animales de vida silvestre, domésticos y humanos, sin embargo, los estudios epidemiológicos de *Leptospira spp* en cánidos de vida libre son escasos y más aún la detección mediante PCR, lo cual indica que estos resultados son la primera evidencia en el país de este agente infeccioso en el zorro cangrejero de vida libre mediante esta técnica de detección molecular. Dado que la leptospirosis es una enfermedad bacteriana de importancia mundial y su transmisión no solamente es el contacto directo con fluidos de un animal infectado, sino también alimentos y fuentes de agua contaminada (Miotto et al. 2018), tener conocimiento de la presencia de la enfermedad en los animales de fauna silvestre que habitan los entornos urbanos, ayuda a tomar acciones en cuanto al manejo de las APU, el control de vectores, restricciones de ingreso a la fauna doméstica y las interacciones humano fauna entre otros.

El análisis coprológico permitió la identificación de huevos de strongilidos, este es un orden con mayor número de especies de parásitos y se encuentran tanto en animales como en seres humanos. Este examen es un método rutinario para la búsqueda de parásitos (formas larvarias, adultos o huevos) en las heces de los animales que son hospedadores (Elmore et al. 2013) y a pesar de sus generosas ventajas, posee limitaciones en su sensibilidad, esto es debido a las diferentes especies de parásitos y sus ciclos de vida tan variados, en el que la eliminación de huevos o larvas es fluctuante y por este motivo se recomienda realizar tomas de muestras y coprológicas seriadas para lograr su identificación (Torres et al. 2001, Requena-Méndez et al. 2013, Snak 2017).

Encontrar estrongilidos en el examen coprológico es relativamente común en animales domésticos y silvestres (Viney and Lok 2013). El individuo con este resultado es un zorro hembra de 5.9 kg, adulto joven de aproximadamente 2 años de edad, capturado en el APU Piamonte, identificado con el código PM002. Cabe resaltar que la mayoría de los zorros no tenían materia fecal en su intestino, tanto en la ampolla rectal (en la muestra obtenida directamente del recto), como en la luz intestinal (necropsias). Es posible que este hallazgo se deba a la reciente evacuación de heces, alteraciones nutricionales, la falta de alimento o consumo de alimentos indebidos, como se evidenció en algunas de las APU, donde se encontraron individuos de zorro cangrejero con irritación en la zona perianal causada por diarrea, debido al consumo de alimentos inapropiados que los vigilantes del lugar le suministran a los zorros, los cuales le preparan sopa de pollo o menudencias, sobras de alimento entre otros, también se encontró que en las APU donde hay restaurantes o puestos de comida, la disposición de las basuras no son las adecuadas y son de fácil acceso para los zorros.

Estos resultados deben ser interpretados con mucha cautela, ya que debe tenerse en cuenta que la muestra utilizada fue muy exigua y no permite un análisis adecuado del estado parasitario del zorro cangrejero en las APU, sin embargo, se hacen importantes los monitoreos de salud para conocer la prevalencia y riesgo potencial, en especial en aquellas poblaciones de zorros que tienen contacto con animales domésticos o que habitan en áreas urbanas cercanas (Matsuno 2018), algunos de estos estudios, como los realizados por Fiorello (2004) y Vieira (2012), sugerían la transmisión de parásitos entre cánidos domésticos y silvestres.

En los exámenes clínico general y laboratorio clínico, los resultados deben estimarse para cada ejemplar de forma individual, ya que deben relacionarse los hallazgos en la revisión médica, con los valores de los exámenes de laboratorio. La ausencia de signos clínicos, o un examen clínico en aparente normalidad, no debe tomarse como la totalidad del estado de salud, asimismo, alteraciones en los valores de los exámenes de laboratorio no siempre revelan estados de salud precaria. Aunado a esto, al carecer de valores de referencia para la especie en el país, se hace una comparación con un estudio realizado en Brasil en zorros cangrejeros del Pantanal (Santos et al. 2019), en el que los valores reportados son similares a los encontrados en este estudio, en los que se evidencia que los ejemplares que resultaron positivos a las agentes infecciosos muestran valores levemente diferentes a los zorros cangrejeros que no salieron positivos.

A pesar de la importancia ecológica que tienen las enfermedades, hasta ahora son pocos los programas de conservación que toman en cuenta su papel en el manejo de fauna silvestre (Azpiri et al. 2000). Este estudio reporta la presencia de patógenos de impacto tanto en la salud animal como en la salud pública, se hace necesario realizar investigaciones que contribuyan en la obtención de datos de las enfermedades de transmisión que circulan en los zorros cangrejeros, los cuales ayuden en la conservación de sus poblaciones monitoreando su salud y la de su entorno.

Es importante destacar que los resultados obtenidos en esta investigación, son los primeros reportados para la especie en el Valle de Aburrá, y revelan la importancia de realizar estudios sobre la salud de la fauna silvestre en los entornos urbanos, para tomar acciones de manejo en las APU, realizar monitoreos frecuentes de la especie y observar las interacciones humano, fauna silvestre y fauna doméstica.

Dentro de las limitaciones de la investigación, el robo de los equipos al inicio de las capturas fue un perjuicio significativo para comenzar el estudio, se afectó tanto recursos económicos del proyecto como el cronograma de capturas.

En cuanto a la pandemia, las restricciones de aislamiento y cuarentena realizadas en el país por COVID-19, no solo dilató el cronograma de capturas, afectó directamente los análisis moleculares para los agentes virales, ya que la importación de reactivos, primers y demás elementos para las pruebas, fue restrictivo durante más de un año en los países fabricantes de estos insumos, ya que su producción fue dirigida exclusivamente para los reactivos de las pruebas COVID-19, por lo que dejó una escasez para los demás análisis moleculares en el mundo. Además, no solo la consecución de los reactivos fue dificultoso, la importación de productos también se vio severamente afectada, en consecuencia, los PCR para los patógenos virales no pudieron realizarse, a la fecha de la presentación de este manuscrito, ya que seguimos a la espera de la llegada de los reactivos.

Sobre la obtención adecuada de heces para los análisis coprológicos, es posible que el no encontrar heces en el recto o en la luz del intestino (en las necropsias) se deba a alteraciones digestivas, relacionadas con la alimentación que le ofrecen los vigilantes y trabajadores de las APU a los zorros cangrejeros, o a alguna de los agentes infecciosos encontrados en este estudio.

CONCLUSIONES

La población muestreada de zorro cangrejero en las APU del Valle de Aburrá, se encuentra con presencia de patógenos de atención prioritaria para su conservación, la cercanía con las poblaciones urbanas puede ser un factor determinante para la especie y su exposición con los agentes infecciosos.

La detección molecular de *Leptospira spp* y *Leptospira interrogans* en muestras sanguíneas indica que los individuos se encontraban en fase de leptospiremia aguda, lo que pudo ser un factor desencadenante de su muerte, en los casos de necropsia, o de enfermedad terminal en los zorros cangrejeros que seguían con vida.

La presencia de *Leptospira*, en una especie de fauna silvestre que habita las APU y los entornos urbanos, es de importancia para tanto para la salud pública como para la medicina de la conservación. El potencial zoonótico y epizootico de este agente es considerable, por lo cual es necesario informar a las autoridades sanitarias sobre este hallazgo.

La población muestreada no representa la totalidad de la población del zorro cangrejero en las APU del Valle de Aburrá y de las zonas aledañas, sin embargo, los resultados obtenidos en los análisis son importantes para las futuras acciones a implementar en el manejo de las APU y las demás especies de fauna silvestre que la habitan.

RECOMENDACIONES

Realizar un estudio de monitoreo de las poblaciones de zorro cangrejero en el Valle de Aburrá, que permita la detección de múltiples agentes infecciosos y acceder a más información de la especie y la presencia de agentes infecciosos.

Identificar el rango de acción y uso del espacio de la especie en las APU y zonas aledañas, lo que permitiría conocer su desplazamiento, flujo genético, rutas de dispersión, conectividad entre las APU, interacciones entre otros.

Revisar los planes de manejo de las APU con la finalidad de incluir aspectos de salud animal y ambiental para la protección y conservación de las especies de fauna silvestre que las habitan. Analizar específicamente, el ingreso de animales domésticos, disposición de residuos, ventas de alimento, control de plagas entre otros.

LITERATURA CITADA

- Acevedo-Gutiérrez, L. Y., L. E. Patermina, J. C. Pérez-Pérez, A. F. Londoño, G. López, and J. D. Rodas. 2020. GARRAPATAS DURAS (ACARI: IXODIDAE) DE COLOMBIA, UNA REVISIÓN A SU CONOCIMIENTO EN EL PAÍS. *Acta Biológica Colombiana* 25:126–139. Universidad Nacional de Colombia.
<http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-548X2020000100126&lng=en&nrm=iso&tlng=es>. Accessed 1 Aug 2021.
- Alcaldía de Medellín, Parque Explora, Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Jardín Botánico de Medellín, Parques Nacionales Naturales de Colombia, and Sociedad Antioqueña de Ornitología (SAO). 2014. PROPUESTA PARA LA GESTIÓN INTEGRAL DE LA BIODIVERSIDAD Y LOS SERVICIOS ECOSISTÉMICOS EN MEDELLÍN.
<[https://www.medellin.gov.co/MapGIS/BIO/Eventos/16/Libro BIODIVERSIDAD 06-10-14 \(1\).pdf](https://www.medellin.gov.co/MapGIS/BIO/Eventos/16/Libro%20BIODIVERSIDAD%2006-10-14%20(1).pdf)>. Accessed 27 Feb 2019.
- Alexander, K. A., J. W. McNutt, M. B. Briggs, P. E. Standers, P. Funston, G. Hemson, D. Keet, and M. Van Vuuren. 2010. Multi-host pathogens and carnivore management in southern Africa. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases* 33:249–265.
<www.elsevier.com/locate/cimidAvailableonlineatwww.sciencedirect.com>. Accessed 5 Aug 2021.
- Almeida, A. P., T. D. Souza, A. Marcili, and M. B. Labruna. 2013. Novel ehrlichia and hepatozoon agents infecting the crab-eating fox (*Cerdocyon thous*) in southeastern Brazil. *Journal of Medical Entomology* 50:640–646. Oxford Academic.
<<https://academic.oup.com/jme/article/50/3/640/891039>>. Accessed 27 Jun 2021.
- Almeida, J. C., R. P. B. Melo, P. C. P. Kim, N. R. Guerra, L. C. Alves, D. F. Costa, C. J. Alves, W. J. N. Porto, and R. A. Mota. 2018. Molecular and serological investigation of infectious diseases in captive and free-range crab-eating fox (*Cerdocyon thous*-Linnaeus, 1776) from northeastern Brazil. *Acta Parasitologica* 63:184–189.

- Alvarez, W. A. 2018. ÁREAS PROTEGIDAS URBANAS-APU.
<<http://repository.humboldt.org.co/bitstream/handle/20.500.11761/34267/2017-Simposio-AlvarezWilliam.pdf?sequence=1&isAllowed=y>>. Accessed 24 Feb 2019.
- André, M. R., C. H. Adania, R. Z. Machado, S. M. Allegretti, P. A. N. Felipe, K. F. Silva, and A. C. H. Nakaghi. 2010a. Molecular and Serologic Detection of Ehrlichia spp. in Endangered Brazilian Wild Captive Felids. *Journal of Wildlife Diseases* 46:1017–1023. Allen Press. <http://meridian.allenpress.com/jwd/article-pdf/46/3/1017/2240884/0090-3558-46_3_1017.pdf>. Accessed 27 Jul 2021.
- André, M. R., C. H. Adania, R. H. F. Teixeira, G. H. Vargas, M. Falcade, L. Sousa, A. R. Salles, S. M. Allegretti, P. A. N. Felipe, and R. Z. Machado. 2010b. Molecular detection of Hepatozoon spp. in Brazilian and exotic wild carnivores. *Veterinary Parasitology* 173:134–138.
- Arrojo, L. 2002. Parásitos de animales silvestres en cautiverio en Lima, Perú. *Revista Peruana de Biología*. Volume 9. Facultad de Ciencias Biologicas, Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
<<https://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/rpb/article/view/2531>>. Accessed 20 Jun 2021.
- Azpiri, G. S., F. Galindo Maldonado, and G. Ceballos González. 2000. La importancia del estudio de enfermedades en la conservación de fauna silvestre. *Vet. Méx* 31:223–230.
- Baguette, M., S. Blanchet, D. Legrand, V. M. Stevens, and C. Turlure. 2013. Individual dispersal, landscape connectivity and ecological networks. *Biological Reviews* 88:310–326.
- De Barros Ferraz, K. M. P. M., M. F. De Siqueira, P. S. Martin, C. F. Esteves, and H. T. Z. Do Couto. 2010. Assessment of *Cerdocyon thous* distribution in an agricultural mosaic, southeastern Brazil. *Mammalia* 74:275–280. De Gruyter.
<<https://www.degruyter.com/document/doi/10.1515/mamm.2010.036/html>>. Accessed 27 Jun 2021.

- Beisiegel, B., F. Gemesio, F. Cavalcanti, D. Queirolo, and R. Silva Pinto Jorge. 2013. Avaliação do risco de extinção do Cachorro-do-mato *Cerdocyon thous* (Linnaeus, 1766) no Brasil. *Biodiversidade Brasileira* 3:138–145.
- Beugnet, F., and K. Chalvet-Monfray. 2013. Impact of climate change in the epidemiology of vector-borne diseases in domestic carnivores. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases* 36:559–566. Pergamon.
- Caprioli, R., C. de Andrade, F. Argenta, L. Ehles, J. Soares, S. Pavarini, D. Driemeier, and L. Sonne. 2018. Angiostrongylosis in *Cerdocyon thous* (crab-eating fox) and *Lycalopex gymnocercus* (Pampas fox) in Southern Brazil. *Parasitology*. <<https://doi.org/10.1017/S0031182018001865>>. Accessed 12 Jun 2021.
- Carlozzi, A. 2011. Análisis filogeográfico de un cánido neotropical: el zorro de monte (*Cerdocyon thous*, Linnaeus, 1766). Universidad de la República.
- Carlson, C. J., K. R. Burgio, E. R. Dougherty, A. J. Phillips, V. M. Bueno, C. F. Clements, G. Castaldo, T. A. Dallas, C. A. Cizauskas, G. S. Cumming, J. Doña, N. C. Harris, R. Jovani, S. Mironov, O. C. Muellerklein, H. C. Proctor, and W. M. Getz. 2017. Parasite biodiversity faces extinction and redistribution in a changing climate. *Science Advances* 3:e1602422. American Association for the Advancement of Science. <<http://advances.sciencemag.org/>>. Accessed 28 Jun 2021.
- Castro De Azevedo, M., V. De, J. Moraes, D. Passos, H. Schaffer, F. De Assis, D. Neto, C. H. Duarte Iwassa, and V. F. Barbosa. 2020. Anestesia multimodal em cachorro-do-mato (*Cerdocyon thous*) submetido à hemilaminectomia e estabilização sacrococcígea. *Acta Scientiae Veterinariae* 48:588. <<https://seer.ufrgs.br/ActaScientiaeVeterinariae/article/view/103551>>. Accessed 12 Jun 2021.
- Chiarello, A., L. Aguiar, R. Cerqueira, F. De Melo, F. Rodrigues, and V. Da Silva. 2008. Mamíferos Ameaçados de Extinção no Brasil. Page 512 *in*. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção proibida.
- Cooper, W., S. Commissioning Editor, J. Wiley, R. Cowling, J. Gittleman, D. Pauly, H.

- Possingham, and M. Samways. 2010. Urban Biodiversity and Design Conservation Science and Practice Series.
- Courtenay, O., and L. Maffei. 2004. Crab-eating fox *Cerdocyon thous* (Linnaeus, 1766). Canids: Foxes, wolves, jackals and dogs. Status survey and conservation action plan.
- Courtenay, O., R. J. Quinell, and W. S. K. Chalmers. 2001. Contact rates between wild and domestic canids: No evidence of parvovirus or canine distemper virus in crab-eating foxes. *Veterinary Microbiology* 81:9–19.
- Elmore, S. A., L. F. Lalonde, G. Samelius, R. T. Alisauskas, A. A. Gajadhar, and E. J. Jenkins. 2013. Endoparasites in the feces of arctic foxes in a terrestrial ecosystem in Canada. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* 2:90–96. Elsevier.
- Escobar, S. 2017. Tipificación de parásitos gastrointestinales en cánidos mediante pruebas de flotación y sedimentación a su ingreso en refugios de los valles de Quito. Universidad de las Americas.
- Fahrig, L. 2003. Effects of Habitat Fragmentation on Biodiversity. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 34:487–515.
- Faria-Corrêa, M., R. A. Balbuena, E. M. Vieira, and T. R. O. de Freitas. 2009. Activity, habitat use, density, and reproductive biology of the crab-eating fox (*Cerdocyon thous*) and comparison with the pampas fox (*Lycalopex gymnocercus*) in a Restinga area in the southern Brazilian Atlantic Forest. *Mammalian Biology* 74:220–229.
- Fiorello, C. V., R. G. Robbins, L. Maffei, and S. E. Wade. 2006. Parasites of free-ranging small canids and felids in the Bolivian Chaco. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 37:130–134.
- Fuchs, L., V. Baldone, M. Rojas, H. Giménez, and M. Kin. 2006. ENDOPARÁSITOS HALLADOS en el ZORRO GRIS PAMPEANO (*PSEUDALOPEX GYMNOERCUS*) en la PROVINCIA de LA PAMPA, ARGENTINA. Sitio Argentino de Produccion

- Animal 190–194.
- Furtado, M. M., E. M. K. Hayashi, S. D. Allendorf, C. J. Coelho, A. T. de Almeida Jácomo, J. Megid, J. D. Ramos Filho, L. Silveira, N. M. Tôrres, and J. S. Ferreira Neto. 2016. Exposure of Free-Ranging Wild Carnivores and Domestic Dogs to Canine Distemper Virus and Parvovirus in the Cerrado of Central Brazil. *EcoHealth* 13:549–557.
- Gehrt, S. 2016. Urban Coyote Ecology and Management Acknowledgments. *Communications and Technology*.
<<https://urbancoyotereseach.com/sites/default/files/resources/UrbanCoyoteManagementPDF.pdf>>. Accessed 6 Mar 2019.
- Gomes, A. P. N., A. Maldonado Júnior, R. C. Bianchi, J. G. R. Souza, P. S. D'andrea, M. E. Gompper, and N. Olifiers. 2018. Variation in the prevalence and abundance of acanthocephalans in brown-nosed coatis *Nasua nasua* and crab-eating foxes *Cerdocyon thous* in the Brazilian Pantanal. *Brazilian Journal of Biology* 1–10.
<<https://doi.org/10.1590/1519-6984.187881>>. Accessed 2 Mar 2019.
- Gomes, A. P. N., A. Maldonado Júnior, R. C. Bianchi, J. G. R. Souza, P. S. D'andrea, M. E. Gompper, and N. Olifiers. 2019. Variation in the prevalence and abundance of acanthocephalans in brown-nosed coatis *Nasua Nasua* and crab-eating foxes *Cerdocyon thous* in the Brazilian Pantanal. *Brazilian Journal of Biology* 79:533–542. Instituto Internacional de Ecologia.
<http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1519-69842019000300533&tlng=en>. Accessed 3 Feb 2021.
- Gompper, M. E. 2015. Free-Ranging Dogs and Wildlife Conservation. M. E. Gompper, editor. Oxford University Press. Oxford Uni. Volume 1.
- Jefferies, R., U. M. Ryan, C. J. Muhlneckel, and P. J. Irwin. 2003. Two Species of Canine *Babesia* in Australia: Detection and Characterization by PCR. Source: *Journal of Parasitology* 89:409–412.
- Jiménez, G., N. López-Cepeda, A. P. Delgado, A. M. Guevara, and L. Lozano. 2017. Monitoring program for mammals in a protected area of Colombia. *Journal of the Faculty of Sciences, Pontificia Universidad Javeriana* 22:9–29. Pontificia Universidad Javeriana. <<http://ciencias.javeriana.edu.co/investigacion/universitas-scientiarum>>.

Accessed 24 Feb 2019.

Jorge, R., F. L. Rocha, A. J. May-Júnior, and R. G. Morato. 2010. OCORRÊNCIA DE PATÓGENOS EM CARNÍVOROS SELVAGENS BRASILEIROS E SUAS IMPLICAÇÕES PARA A CONSERVAÇÃO E SAÚDE PÚBLICA. *Oecologia Australis* 14:686–710. <<https://revistas.ufrj.br/index.php/oa/article/view/7105>>. Accessed 4 Feb 2021.

Joya, M. 2015. Biodiversidad urbana: un reto metropolitano. Page 52 *in*.

Kumar, S., G. Stecher, M. Li, C. Knyaz, and K. Tamura. 2018. MEGA X: Molecular Evolutionary Genetics Analysis across Computing Platforms. *Molecular Biology and Evolution* 35:1547. Oxford University Press. </pmc/articles/PMC5967553/>. Accessed 18 Oct 2021.

Lapoint, S., N. Balkenhol, J. Hale, J. Sadler, and R. Van Der Ree. 2015. Ecological connectivity research in urban areas. *functional Ecology* 29:868–878. <<https://besjournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/pdf/10.1111/1365-2435.12489>>. Accessed 16 Apr 2019.

Levett, P. N., R. E. Morey, R. L. Galloway, D. E. Turner, A. G. Steigerwalt, and L. W. Mayer. 2005. Detection of pathogenic leptospires by real-time quantitative PCR. *Journal of Medical Microbiology* 54:45–49. Microbiology Society. <<https://www.microbiologyresearch.org/content/journal/jmm/10.1099/jmm.0.45860-0>>. Accessed 4 Aug 2021.

Lima, R. C., E. G. L. Hoppe, J. H. Tebaldi, B. C. Cruz, A. A. B. Gomes, and A. A. Nascimento. 2013. Gastrintestinal helminths of *Cerdocyon thous* (Linnaeus, 1766 - Smith, 1839) from the caatinga area of the Paraíba State, Brazil. *Semina:Ciencias Agrarias* 34:2879–2888. <<http://www.uel.br/revistas/uel/index.php/semagrarias/article/view/13765>>. Accessed 14 Jun 2021.

Macdonald, D. W., and O. Courtenay. 1996. Enduring social relationships in a population of crab-eating zorros, *Cerdocyon thous*, in Amazonian Brazil (Carnivora, Canidae).

Journal of Zoology 239:329–355.

- Maritza, A. Z., T. V. Manuel, and S. M. Enrique. 2015. Identification of gastrointestinal parasites by coproscopy in wild carnivores from the Parque de Las Leyendas, Lima, Peru. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Peru* 26:282–290. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. <<http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v26i2.11000>>. Accessed 20 Jun 2021.
- Martínez, S. 2020. Parásitos gastrointestinales de Tierra del Fuego, Argentina. Ushuaia. <https://digitalcollections.sit.edu/isp_collection>. Accessed 25 Apr 2021.
- Mateus, R. N. 2017. Descrição do monitoramento da contenção química de *Cerdocyon thous* (Linnaeus, 1766), *Lycalopex vetulus* (Lund, 1842), de vida livre no Cerrado brasileiro. <<http://www.riuni.unisul.br//handle/12345/6624>>. Accessed 3 Feb 2021.
- De Matos Dias, D., and A. Bocchiglieri. 2016. Trophic and spatio-temporal niche of the crab-eating fox, *Cerdocyon thous* (Linnaeus, 1766) (Carnivora: Canidae), in a remnant of the Caatinga in northeastern Brazil. *Mammalia* 80:281–291. <<https://www.degruyter.com/view/j/mamm.2016.80.issue-3/mammalia-2014-0108/mammalia-2014-0108.xml>>. Accessed 24 Feb 2019.
- Matsuno, M. 2018. Evaluación coproparasitológica en zorros de Sechura (*Lycalopex sechurae*) que habitan en el área natural protegida “Santuario Histórico Bosque de Pómac. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima.
- Miotto, B. A., A. S. da Hora, S. A. Taniwaki, P. E. Brandão, M. B. Heinemann, and M. K. Hagiwara. 2018. Development and validation of a modified TaqMan based real-time PCR assay targeting the *lipI32* gene for detection of pathogenic *Leptospira* in canine urine samples. *Brazilian Journal of Microbiology* 49:584–590. Sociedade Brasileira de Microbiologia.
- Mongruel, A., J. L. Benevenuto, M. Rogé Rio André, A. De Oliveira, T. Carrasco, R. Z. Machado, and M. C. Seki. 2017. Molecular Characterization of *Anaplasma* sp. in Free-Living Gray Brockets (*Mazama gouazoubira*). *Vector-Borne And Zoonotic Diseases*. <<http://mobyte.pasteur.fr/cgi-bin/MobytePortal/>>. Accessed 8 Aug 2021.

- Monsalve, S. 2019. Medicina de la conservación y enfermedades de la fauna silvestre. Fondo Editorial Biogénesis.
- Monteiro, G. S., J. D. Fleck, M. Kluge, N. K. Rech, M. C. Soliman, R. Staggemeier, M. T. Rodrigues, M. P. Barros, L. S. Heinzelmann, and F. R. Spilki. 2015. Adenovirus de origens canina e humana em fezes de graxains (*Lycalopex gymnocercus*) e cachorros-do-mato (*Cerdocyon thous*) de vida livre em São Francisco de Paula, bacia do Rio dos Sinos. *Brazilian Journal of Biology* 75:S11–S16. Instituto Internacional de Ecologia.
- Montoya, J. 2017. Reconocimiento de la biodiversidad urbana para la planeación en contextos de crecimiento informal. *Cuadernos de Vivienda y Urbanismo* 9:232.
- Moreira, C., J. Pintó, and M. Romero. 2010. PAISAJE, PROCESOS DE FRAGMENTACIÓN Y REDES ECOLÓGICAS: APROXIMACIÓN CONCEPTUAL. <<https://www.researchgate.net/publication/256495889>>. Accessed 22 Apr 2019.
- Murray, D. L., C. A. Kapke, J. F. Evermann, and T. K. Fuller. 1999. Infectious disease and the conservation of free-ranging large carnivores. *Animal Conservation* 2:241–254. Wiley.
- Natalini, B., S. Gennuso, P. M. Beldomenico, T. Rigonatto, and M. M. Kowalewski. 2020. Parasitologic examination and associated risk factors of domestic dogs at the domestic-wildlife interface in the Iberá wetlands Ecoregion, Argentina. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports* 20:100378. Elsevier.
- de Oliveira Avelar, I., L. Ribeiro de Almeida, M. D. Lauria, H. Andrade dos Santos, D. Ferreira de Magalhães Soares, P. Lúcio Lithg Pereira, W. dos Santos Lima, and R. Ecco. 2013. Pathological and parasitological findings in a Brazilian hoary fox (*Lycalopex vetulus*, Lund, 1842) infected by *Oslerus osleri* (Cobbold, 1876) (Nematoda: Filaroididae). *Braz J Vet Pathol*. Volume 6. <www.bjvp.org.br>. Accessed 20 Jun 2021.
- Orozco, M. M., L. Miccio, G. F. Enriquez, F. E. Iribarren, and R. E. Gürtler. 2014.

- Serologic evidence of canine parvovirus in domestic dogs, wild carnivores, and marsupials in the Argentinean Chaco. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 45:555–563.
- Peleg, O., G. Baneth, O. Eyal, J. Inbar, and S. Harrus. 2010. Multiplex real-time qPCR for the detection of *Ehrlichia canis* and *Babesia canis vogeli*. *Veterinary Parasitology* 173:292–299. <<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed>>. Accessed 15 Aug 2021.
- Petrakovsky, J., A. Bianchi, H. Fisun, P. Nájera-Aguilar, M. M. Pereira, M. C. Schneider, D. F. Buss, and M. Janclóes. 2005. Animal leptospirosis in Latin America and the Caribbean Countries: Reported outbreaks and literature review (2002–2014). *Int. J. Environ. Res. Public Health* 11:11. <www.mdpi.com/journal/ijerph>. Accessed 8 Aug 2021.
- Pirnat, J., and D. Hladnik. 2016. Connectivity as a tool in the prioritization and protection of sub-urban forest patches in landscape conservation planning. *Landscape and Urban Planning* 153:129–139. Elsevier B.V.
- Proença, L. M., J. C. R. Silva, P. D. Galera, M. B. Lion, J. S. Marinho-Filho, A. M. A. Ragozo, S. M. Gennari, J. P. Dubey, S. A. Vasconcellos, G. O. Souza, J. W. P. Júnior, V. L. De Assis Santana, G. L. França, and F. H. G. Rodrigues. 2013. Serologic survey of infectious diseases in populations of maned wolf (*Chrysocyon brachyurus*) and crab-eating fox (*Cerdocyon thous*) from Águas Emendadas ecological station, Brazil. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 44:152–155.
- Requena-Méndez, A., P. Chiodini, Z. Bisoffi, D. Buonfrate, E. Gotuzzo, and J. Muñoz. 2013. The laboratory diagnosis and follow up of strongyloidiasis: A systematic review. *PLoS Neglected Tropical Diseases* 7. Public Library of Science.
- Rhodes, C. J., R. P. D. Atkinson, R. M. Anderson, and D. W. Macdonald. 1998. Rabies in Zimbabwe: reservoir dogs and the implications for disease control. *The Royal Society* 353:99–1010. <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC1692299/pdf/9684293.pdf>>. Accessed 13 Nov 2018.

- Rocha, V., L. Aguiar, J. Silva-pereira, R. Moro-Rios, and F. Passos. 2008. Feeding habits of the crab-eating fox, *Cerdocyon thous* (Carnivora: Canidae), in a mosaic area with native and exotic vegetation in Southern Brazil. *revista Brasileira de Zoologia* 25:594–600. <<http://www.scielo.br/pdf/rbzool/v25n4/03.pdf>>. Accessed 27 Feb 2019.
- Ruas, J. L., G. Muller, ; Nara, A. R. Farias, ; Tiago Gallina, ; Andreia, S. Lucas, F. G. Pappen, ; Afonso, L. Sinkoc, ; João, and G. W. Brum. 2008. HELMINTOS DO CACHORRO DO CAMPO, *Pseudalopex gymnocercus* (FISCHER, 1814) E DO CACHORRO DO MATO, *Cerdocyon thous* (LINNAEUS, 1766) NO SUL DO ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL, BRASIL. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria* 17:87–92.
- Ruas, J. L., M. P. Soares, N. A. R. Farias, and J. G. W. Brum. 2003. INFECÇÃO POR *CAPILLARIA HEPATICA* EM CARNÍVOROS SILVESTRES (*LYCALOPEX GYMNOERCUS* E *CERDOCYON THOUS*) NA REGIÃO SUL DO RIO GRANDE DO SUL. *Arq. Inst. Biol* 127–130.
- Rubin, C., T. Myers, W. Stokes, B. Dunham, S. Harris, B. Lautner, and J. Anelli. 2013. Review of institute of medicine and national research council recommendations for one health initiative. *Emerging infectious diseases*. Volume 19. <http://wwwnc.cdc.gov/eid/article/19/12/12-1659_article.htm>. Accessed 12 Jul 2020.
- Sacchi, A. B. V., J. M. B. Duarte, M. R. André, and R. Z. Machado. 2012. Prevalence and molecular characterization of Anaplasmataceae agents in free-ranging Brazilian marsh deer (*Blastocercus dichotomus*). *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases* 35:325–334.
- Santos, H. A., M. S. Pires, J. A. R. Vilela, T. M. Santos, J. L. H. Faccini, C. D. Baldani, S. M. G. Thomé, A. Sanavria, and C. L. Massard. 2011. Detection of anaplasma phagocytophilum in brazilian dogs by real-time polymerase chain reaction. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation* 23:770–774.
- Santos, J. L. C., N. B. Magalhães, H. A. dos Santos, R. R. Ribeiro, and M. P. Guimarães. 2012. Parasites of domestic and wild canids in the region of Serra do Cipó National

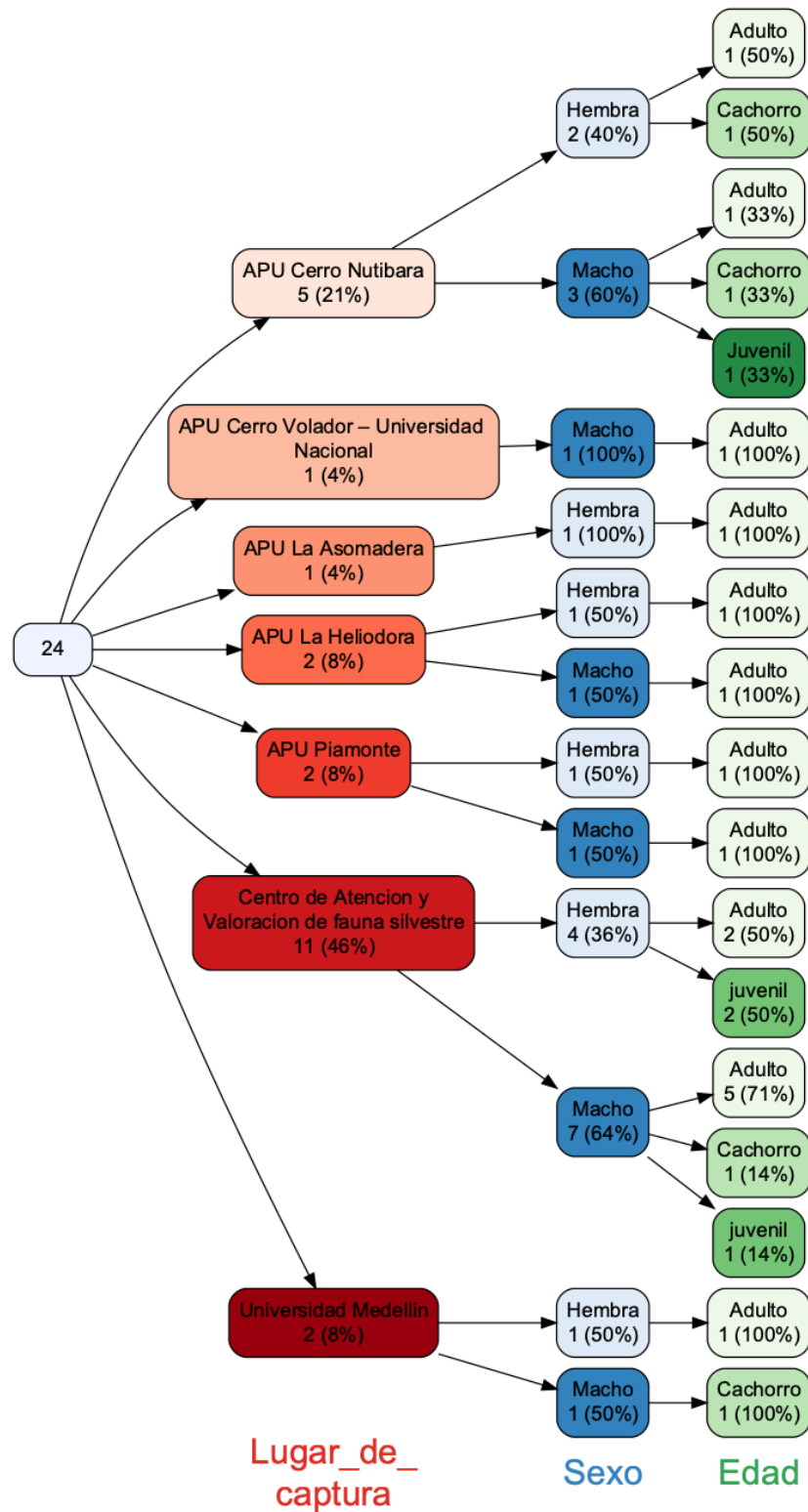
- Park, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria* 21:270–277. Brazilian Coll Veterinary Parasitology.
- Santos, F. M., G. C. De Macedo, W. T. G. Barreto, W. A. G. Nantes, W. O. De Assis, and H. M. Herrera. 2019. Hematological values of crab eating foxes (*Cerdocyon thous*) from pantanal, mato grosso do sul, Brazil naturally infected and non infected by *Trypanosoma cruzi* and *T. Evansi*. *Ciencia Animal Brasileira* 20. Universidade Federal de Goias. <<http://orcid.org/0000-0002-4596-5733>>. Accessed 3 Feb 2021.
- Short, E. E., C. Caminade, and B. N. Thomas. 2017. Climate Change Contribution to the Emergence or Re-Emergence of Parasitic Diseases. *Infectious diseases* 10:1178633617732296. SAGE Publications. <<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/29317829>>. Accessed 28 Jun 2021.
- Da Silva, M., A. Rodrigues, F. Azevedo, and F. Lemos. 2018. STRONGER TOGETHER: OBSERVATION ON CRAB- EATING FOXES (*Cerdocyon thous*) COOPERATIVELY PREYING THEIR POTENTIAL PREDATOR. *Mastozoología Neotropical*. Volume 25. <<http://www.sarem.org.arhttp://www.sbmz.com.br>>. Accessed 24 Feb 2019.
- Silveira, J. A. G., E. M. L. Rabelo, and M. F. B. Ribeiro. 2012. Molecular Detection of Tick-Borne Pathogens of the Family Anaplasmataceae in Brazilian Brown Brocket Deer (*Mazama gouazoubira*, Fischer, 1814) and Marsh Deer (*Blastocercus dichotomus*, Illiger, 1815). *Transboundary and Emerging Diseases* 59:353–360.
- Snak, A. 2017. PERFIL PARASITOLÓGICO DE MAMÍFEROS SILVESTRES CATIVOS Antimicrobial Resistance Phenotypic Profile of Isolates from Clinical Infections in Dogs View project. *Veterinaria e zootecnia* 24:193–200. <<https://www.researchgate.net/publication/315703588>>. Accessed 20 Jun 2021.
- Soares, H. S., A. Marcili, A. R. M. Barbieri, A. H. H. Minervino, A. F. Malheiros, S. M. Gennari, and M. B. Labruna. 2017. Novel *Anaplasma* and *Ehrlichia* organisms infecting the wildlife of two regions of the Brazilian Amazon. *Acta Tropica* 174:82–87. Elsevier B.V.
- de Sousa, K. C. M., M. P. Fernandes, H. M. Herrera, J. L. Benevenuto, F. M. Santos, F. L. Rocha, W. T. G. Barreto, G. C. Macedo, J. B. Campos, T. F. Martins, P. C. E. de

- Andrade Pinto, D. B. Battesti, E. M. Piranda, P. H. D. Cançado, R. Z. Machado, and M. R. André. 2017. Molecular detection of Hepatozoon spp. in domestic dogs and wild mammals in southern Pantanal, Brazil with implications in the transmission route. *Veterinary Parasitology* 237:37–46. Elsevier B.V.
- Steiniger, S., and A. J. S. Hunter. 2013. A scaled line-based kernel density estimator for the retrieval of utilization distributions and home ranges from GPS movement tracks. *Ecological Informatics* 13:1–8. Elsevier B.V.
- Stroud, C., and J. Lindenmayer. 2019. One Health, One Welfare, One Planet.
- Taques, I. I. G. G., T. O. Morgado, Í. A. Braga, R. C. R. Paz, S. H. R. Corrêa, J. T. T. Fritzen, A. A. Alfieri, and D. M. Aguiar. 2018. Antibodies against canine distemper virus, parvovirus and *Ehrlichia* spp. in wild captive carnivores in midwestern Brazil. *Pesquisa Veterinária Brasileira* 38:1681–1684. Colégio Brasileiro de Patologia Animal - CBPA.
<<http://www.scielo.br/j/pvb/a/w3BsQF56rkYJZfgzDCmgr7L/?format=html&lang=en>>. Accessed 27 Jul 2021.
- Tedesco, C., and N. Zanella. 2018. Medium-sized mammals in peri-urban environments in southern Brazil. Article in *Acta Scientiarum Biological Sciences*.
<<https://www.researchgate.net/publication/324809998>>. Accessed 2 Mar 2019.
- Torres-mejía, A. M., and J. De Fuente. 2006. Risks Associated With Ectoparasites of Wild Mammals in the Department of Quindío , Colombia. *International Journal of Applied Resource Veterinarian Med* 4:187–192.
- Torres, J., M. . Pérez, J. . Segovia, and J. Miquel. 2001. Utilidad de la coprología parasitaria en la detección de Helmintos parásitos en los cánidos silvestres Ibéricos. *Galemys* 13:75–83.
- Vieira, A. S., L. Narduche, G. Martins, I. A. H. F. Schabib Péres, N. P. Zimmermann, R. S. Juliano, A. O. Pellegrin, and W. Lilenbaum. 2016. Detection of wild animals as carriers of *Leptospira* by PCR in the Pantanal biome, Brazil. *Acta Tropica* 163:87–89. Elsevier B.V. <<http://dx.doi.org/10.1016/j.actatropica.2016.08.001>>.

- Viney, M. E., and J. B. Lok. 2013. The biology of *Strongyloides* spp. WormBook. <<http://www.wormbook.org>>. Accessed 20 Jun 2021.
- Vinícius De Souza, M. 2017. EMPREGO DO CLORIDRATO DE XILAZINA, CLORIDRATO DE DETOMIDINA, E AZAPERONE, EM ASSOCIAÇÃO A CLORIDRATO DE TILETAMINA, ZOLAZEPAM, DEXTROCETAMINA, CETAMINA RACÊMICA, DIAZEPAM E SULFATO DE ATROPINA, NA CONTENÇÃO DE CACHORRO-DO-MATO (*Cerdocyon thous* Linnaeus, 1. <<http://repositorio.ufu.br/bitstream/123456789/20609/5/EmpregoCloridratoXilazina.pdf>>. Accessed 2 Mar 2019.
- Waner, T., Y. Nachum-Biala, and S. Harrus. 2014. Evaluation of a commercial in-clinic point-of-care polymerase chain reaction test for *Ehrlichia canis* DNA in artificially infected dogs. <<http://dx.doi.org/10.1016/j.tvj.2014.10.004>>. Accessed 15 Aug 2021.
- Wegan, M. T., D. R. Etter, J. L. Belant, D. E. Beyer, N. J. Svoboda, and T. R. Petroelje. 2014. A cable neck-restraint to live-capture coyotes. *Wildlife Society Bulletin* 38:160–164. <<http://doi.wiley.com/10.1002/wsb.396>>.
- Xavier Da Silva, M., F. Cavalcanti, and F. Lemos. 2018. STRONGER TOGETHER: OBSERVATION ON CRABEATING FOXES (*Cerdocyon thous*) COOPERATIVELY PREYING THEIR POTENTIAL PREDATOR. *Mastozoologia Neotropical*. <<https://doi.org/10.31687/saremMN.18.25.2.0.13>>. Accessed 27 Jun 2021.
- Yeates, J. 2018. Naturalness and animal welfare. *Animals* 8:53. MDPI AG. <<http://www.mdpi.com/2076-2615/8/4/53>>. Accessed 28 Aug 2020.
- Zanini, F., M. Laferrara, M. Bitsch, H. Pérez, and M. C. Elissondo. 2006. Epidemiological studies on intestinal helminth parasites of the patagonian grey fox (*Pseudalopex griseus*) in Tierra del Fuego, Patagonia Argentina. *Veterinary Parasitology* 136:329–334.

ANEXOS

Anexo 1. Caracterización de los individuos de zorro y lugar de captura en el Valle de Aburrá entre los meses de febrero de 2020 a enero de 2021.



Anexo 2. Valores obtenidos en el citoquímico de orina de los zorros muestreados en el Valle de Aburrá entre febrero de 2020 a enero 2021.

Valores	CITOQUIMICO			
	CN005	PM001	PM002	UN001
Aspecto	Turbio	Turbio	Turbio	turbio
Olor	Fétido			
Gravedad específica	1.058	1.036	1.018	1.021
Color	Vinotinto	Verdoso	Amarillo claro	Amarillo claro
PH	8	8	6,5	8
Sangre	negativo	+	200 eri	25
Proteínas	+++	30mg	30mg	trazas
Glucosa	negativo	negativo	negativo	negativo
Urobilinogeno	negativo	negativo	negativo	0,2
Acido ascórbico	negativo			0,0
Bilirrubina	negativo	+	negativo	negativo
Sangre oculta	+++			
Leucocitos	negativo	70leuc	negativo	500
Nitritos	negativo	negativo	negativo	negativo
Microalbuminuria	80			150
Creatinina	negativo			50
Cilindros	no se observa	hialinos	hialinos	no se observan
Cristales	no se observa	estruvita escasos	estruvita escasos	fosfatos amorfos +
Celulas escamosas	no se observa	no se observa	no se observa	no se observan
Leucocitos	no se observa	no se observa	no se observa	28 ap
Eritrocitos	25 AP	no se observa	-	2 ap
Moco	no se observa	abundante	-	no se observan
Celulas epiteliales transicionales	no se observa	escasas	-	no se observan
Celulas tubulares- renales	no se observa	ausente	-	no se observan
Bacterias	no se observa	escasas	-	no se observan
Espermatozoides	no se observa	no se observa	no se observa	no se observan