

UNIVERSIDAD SAN FRANCISCO DE QUITO USFQ

Colegio Ciencias de la Salud

**Parámetros hematológicos y bioquímicos en zorros andinos
(*Pseudalopex culpeus*) capturados en la hacienda
Antisanilla (Pintag-Ecuador)**

Artículo Científico

Ñusti David Maldonado Torres

Medicina Veterinaria

Trabajo de titulación presentado como requisito
para la obtención del título de Médico Veterinario

Quito, 19 de diciembre de 2018

UNIVERSIDAD SAN FRANCISCO DE QUITO USFQ
COLEGIO CIENCIAS DE LA SALUD-ESCUELA DE MEDICINA
VETERINARIA

HOJA DE CALIFICACIÓN
DE TRABAJO DE TITULACIÓN

Parámetros hematológicos y bioquímicos en zorros andinos (*Pseudalopex
culpeaus*) capturados en la hacienda Antisanilla (Pintag-Ecuador)

Ñusti David Maldonado Torres

Calificación:

Nombre del profesor, Título académico

Eduardo Alfonso Díaz Alcázar, Ph.D.

Firma del profesor

Quito, 19 de diciembre de 2018

Derechos de Autor

Por medio del presente documento certifico que he leído todas las Políticas y Manuales de la Universidad San Francisco de Quito USFQ, incluyendo la Política de Propiedad Intelectual USFQ, y estoy de acuerdo con su contenido, por lo que los derechos de propiedad intelectual del presente trabajo quedan sujetos a lo dispuesto en esas Políticas.

Asimismo, autorizo a la USFQ para que realice la digitalización y publicación de este trabajo en el repositorio virtual, de conformidad a lo dispuesto en el Art. 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior.

Firma del estudiante: _____

Nombres y apellidos: Ñusti David Maldonado Torres

Código: 00104613

Cédula de Identidad: 1725041147

Lugar y fecha: Quito, 19 diciembre de 2018

RESUMEN

En el presente estudio se determinaron valores hematológicos y bioquímicos séricos de 12 zorros andinos (*Pseudalopex culpeus*) capturados en la hacienda Antisanilla en Ecuador en el 2015. Los resultados obtenidos muestran, con respecto a otras especies de cánidos silvestres, diferencias en algunos de los parámetros evaluados. En el examen hematológico los niveles de hematocrito, hemoglobina, eritrocitos, neutrófilos segmentados son significativamente superiores, mientras que los linfocitos mostraron ser inferiores. También, en el examen bioquímico los niveles de glucosa, urea, alanina aminotransferasa (ALT), aspartato aminotransferasa (AST), fosfatasa alcalina (ALP), creatina quinasa (CK), albúmina, calcio y fósforo fueron superiores. Los valores alterados obtenidos se pueden considerarse como producto del estrés del método de contención, duración de la restricción física y el diseño de la jaula trampa.

Palabras clave: Zorro andino, *Pseudalopex culpeus*, hematología, bioquímica, estrés, método de contención.

ABSTRACT

In the present study serum hematological and biochemical values of 12 Andean foxes (*Pseudalopex culpeus*) captured at the Antisanilla farm in Ecuador in 2015 were determined. The results obtained show, with respect to other species of wild canids, differences in some of the parameters evaluated. In the hematological examination the levels of hematocrit, hemoglobin, erythrocytes, segmented neutrophils are significantly higher, while the lymphocytes showed to be lower. Also, in the biochemical examination the levels of glucose, urea, alanine aminotransferase (ALT), aspartate aminotransferase (AST), alkaline phosphatase (ALP), creatine kinase (CK), albumin, calcium and phosphorus were higher. The altered values obtained can be considered as a product of the stress of the containment method, duration of the physical restriction and the design of the trap cage.

Key words: Andean fox, *Pseudalopex culpable*, hematology, biochemistry, stress, containment method.

Tabla de contenido

INTRODUCCIÓN.....	8
MATERIAL Y MÉTODOS.....	10
Ubicación.....	10
Población de estudio y Captura	10
Anestesia y toma de muestras.....	10
ANÁLISIS ESTADÍSTICOS.....	12
RESULTADOS	13
DISCUSIÓN	15
CONCLUSIONES	21
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	22

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Valores Hematológicos de Pseudalopex culpeaus de vida libre.....	13
Tabla 2. Valores Bioquímicos de Pseudalopex culpeaus de vida libre.	14
Tabla 3. Valores hematológicos de zorros andinos en Ecuador y valores hematológicos de zorros andinos en Chile.....	16
Tabla 4. Valores Bioquímicos de zorros andinos en Ecuador y valores bioquímicos de zorros andinos en Chile.....	17

INTRODUCCIÓN

En el continente americano residen once especies de cánidos. Entre estos está el zorro andino (*Pseudalopex culpeus*) (Soler *et al.*, 2004). La especie se distribuye a lo largo de toda la zona alta de los Andes, desde Nariño, al sur de Colombia, hasta la Tierra del Fuego, en el sur de Chile (Rubio *et al.*, 2014; RedFord y Eiseberg, 2000). En Ecuador se los puede localizar en los páramos, entre los 1,800 – 4,000 msnm, llegando incluso a bosques subtropicales como el valle del río Guayllabamba (Albuja y Arcos, 2007; Tirira, 2014). Es el cánido silvestre más grande del Ecuador pesando entre 6-13 kg, con 1,70 m de largo (Tirira, 2004). En esta especie existe dimorfismo sexual, siendo los machos hasta 1,5 veces más grandes que las hembras (Johnson y Franklin, 1994). Tienen hábitos alimenticios oportunistas, pero su dieta está basada principalmente de aves domésticas, pequeños mamíferos, frutas como el mortiño y carroña (RedFord y Eiseberg, 1992; Romo, 1995; Lucherini y Merino, 2008). Se estima que al menos el 58% de su hábitat natural ha sido reducido por el crecimiento poblacional humano y la caza ilegal, por lo que se considera una especie vulnerable con una distribución fragmentada y con una extensión menor a 20000 km² que puede seguir disminuyendo (Tirira, 2014).

En Ecuador, en la provincia de Pichincha, concretamente en la hacienda Antisanilla, en 2015 se realizó un estudio con cámaras trampa en zona de los páramos, que determinó la presencia de perros asilvestrados (*Canis lupus*) y zorros andinos (Ventimilla, 2015). Los datos obtenidos en dicho trabajo pusieron de manifiesto que ambas especies comparten el mismo territorio, confirmando los resultados de los trabajos previos (Laurenson *et al.*, 1998; Campos *et al.*, 2007; Aliaga *et al.*, 2012; Oliveira *et al.*, 2012). En este sentido, la falta de control de los perros domésticos ha provocado

que se conviertan en animales asilvestrados que compiten con el zorro andino por el alimento y el territorio. Además, el contacto entre las dos especies puede afectar de manera significativa a la salud del zorro por la transmisión de enfermedades infecciosas y/o lesiones traumáticas derivadas de ataques de perros (Rubio *et al.*, 2014; Ventimilla, 2015).

Hasta el momento no existe información sobre parámetros hematológicos ni bioquímicos del zorro andino en la base de datos de animales silvestres mantenidos en cautividad ZIMS (Zoo Aquarium Animal Management Software), y solo se cuenta con un trabajo previo realizado en Chile de esta especie (Rubio *et al.*, 2014). Estos datos son fundamentales para establecer una base comparativa, o de interpretación, hematológica y bioquímica para lograr un adecuado diagnóstico clínico (Rubio *et al.*, 2014). Adicionalmente, la interpretación de estos exámenes es fundamental en la toma de decisiones clínicas sobre el paciente, y es necesario comparar los intervalos de referencia de la población con los resultados obtenidos (Olay *et al.*, 2013).

El objetivo del presente trabajo es determinar los valores de referencia de los parámetros hematológicos y bioquímicos de muestras tomadas del zorro andino de vida libre en ejemplares capturados en la hacienda Antisanilla que permitan aumentar el conocimiento de la especie.

MATERIAL Y MÉTODOS

Ubicación

El estudio se llevó a cabo en la hacienda Antisanilla, ubicada en la parroquia Pintag, cantón Quito, provincia de Pichincha, Ecuador. La propiedad tiene una extensión de 2,300 hectáreas, y a una altura media de 4,000 msnm (SNI, 2015). La información previa obtenida mediante cámaras trampa permitió conocer aquellas zonas con mayor presencia de individuos de la especie (Ventimilla, 2015), seleccionándose dos zonas de muestreo: 0°26'58.73"S-78°18'36.99"W y 0°27'0.33"S-78°18'58.50"W (GARMIN GPSMAP® 64s).

Población de estudio y Captura

Se recolectaron 12 muestras de zorro andino durante 7 meses: 2 hembras y 10 machos. Los animales fueron capturados por medio de jaulas 2 trampa de acero inoxidable (80 cm de alto, 60 cm de ancho y 150 cm de profundidad) con sistema de cierre tipo guillotina. Para la captura se utilizaron pedazos de carne de bovino que eran reemplazada cada 2 días. Se revisó cada jaula todos los días en varios momentos para verificar la presencia de animales. Se estimaba que luego de que se observaba la presencia de un animal en jaula, el equipo de investigación se tardaría 40 minutos en llegar al sitio de contención.

Anestesia y toma de muestras

Una vez que los animales fueron capturados se procedía a su anestesia para la toma de muestras. Los cálculos de las dosis anestésicas se basaron en un peso estimado por observación, que posteriormente era confirmado a través de una balanza, permitiendo determinar la dosis máxima de anestesia en caso de que se requiera

redosificar. La contención de los animales capturados se realizaba en una de las esquinas de la jaula, mediante bastones o palos de escoba, para poder inyectar la dosis de anestesia mediante la aplicación manual con jeringa de 5ml y aguja #18. El protocolo anestésico utilizado fue Ketamina (10mg/kg) y Xilacina (0,5 mg/kg) por vía intramuscular (Miller y Fowler, 2015). El animal se anestesiaba en un tiempo aproximado de 10 min. En todos los animales capturados se colocó un microchip en la región de la escápula derecha para identificarlo, y que en el caso de que un mismo individuo fuera atrapado una segunda vez, pudiera ser liberado inmediatamente. Para evitar la posibilidad de infección por la solución de continuidad provocado por la aplicación del microchip se les desinfectaba con un spray antiséptico (Eterol).

Una vez anestesiado el animal se procedía a la recolección de muestra sanguínea mediante una jeringa de 10 ml de la vena cefálica. La sangre se colocó en tubo sin anticoagulante de 10 ml y en 2 tubos con EDTA de 1 ml. Las muestras fueron transportadas manteniendo la cadena de frío mediante el uso de *coolers* con geles refrigerantes al laboratorio del Hospital Docente de Especialidades Veterinaria USFQ donde se procesaron para el análisis hematológico y bioquímico.

Los análisis hematológicos incluían Hematocrito, Hemoglobina, Eritrocitos, VGM, CGMH, Reticulocitos, Leucocitos, Plaquetas, Proteínas Plasmáticas, Fibrinógeno, Neutrófilos Segmentados, Neutrófilos en Banda, Metamielocitos, Mielocitos, Linfocitos, Monocitos, Eosinófilos, Basófilos, Metarrubricitos, Neutrófilos tóxicos y Linfocitos atípicos. Los análisis bioquímicos incluían Glucosa, Ácido Úrico, Úrea, Creatinina, ALT, AST, Fosfatasa Alcalina, GGT, CK, Amilasa, Lipasa, Proteínas Plasmáticas, Albúmina, Calcio, Fósforo, Hierro y Potasio.

ANÁLISIS ESTADÍSTICOS

Debido al tamaño de la muestra ($n=12$) la distribución de los datos se evaluó por medio de histogramas y la prueba de Shapiro – Wilk; se realizaron métodos paramétricos y se consideró un valor P de 0,05 (Rani y Rahmatullah, 2016). Para este estudio se compararon los parámetros entre individuos de diferentes sexos (Macho y Hembra) utilizando la prueba de t de Student para los parámetros normales y se cumplió con los supuestos de normalidad y varianza para agruparlos y poseer un número más grande de muestra (Ugoni y Walker, 1995). Debido a esto, se optó por agrupar los datos de los machos y hembras para el análisis de los estadísticos descriptivos.

RESULTADOS

Los resultados de los análisis se muestran a continuación en las tablas 1 y 2:

Tabla 1 Valores Hematológicos de Pseudalopex culpeaus de vida libre.

Parámetro	n	Media	DS	IR
Hematocrito L/L	12	0,49	0,07	0,45-0,53
Hemoglobina g/L	12	161,37	23,47	148,09-174,65
Eritrocitos x10 ¹² /L	12	7,33	1,07	6,73-7,94
VGM fL	12	67,79	4,44	65,28-70,30
CGMH g/L	12	329,69	10,01	324,03-335,36
Leucocitos x10 ⁹ /L	12	13,09	3,84	10,92-15,26
Plaquetas x10 ⁹ /L	12	452,82	223,55	326,34-579,30
Proteínas plasmáticas g/L	12	69,36	2,86	67,74-70,98
Neutrófilos Segmentados x 10 ⁹ /L	12	11,15	2,86	9,53-12,77
Neutrófilos en banda x 10 ⁹ /L	12	0,00	0,00	0,00-0,00
Metamielocitos x 10 ⁹ /L	12	0,00	0,00	0,00-0,00
Mielocitos x 10 ⁹ /L	12	0,00	0,00	0,00-0,00
Linfocitos x 10 ⁹ /L	12	1,36	0,97	0,81-1,91
Monocitos x 10 ⁹ /L	12	0,62	0,71	0,22-1,02
Eosinófilos x 10 ⁹ /L	12	0	0	ND- ND
Basófilos x 10 ⁹ /L	12	0	0	ND- ND

DS, desviación estándar; IR, intervalo de referencia; VGM, volumen globular medio, CGMH, concentración corpuscular medio en hemoglobina. ND, No determinado.

Tabla 2. Valores Bioquímicos de *Pseudalopex culpeaus* de vida libre.

Parámetro	N	Media	DS	IR
Glucosa mmol/L	12	6,75	2,00	5,62-7,87
Ácido Úrico mg/dl	12	3,62	1,92	2,53-4,71
Úrea mmol/L	12	17,22	11,03	10,98-23,46
Creatinina umol/L	12	97,99	40,46	75,10-120,89
ALT U/L	12	131,14	85,32	82,86-179,41
AST U/L	12	208,63	139,49	129,71-287-56
Fosfatasa Alcalina U/L	12	165,16	89,55	114,49-215,83
GGT U/L	12	2,75	2,22	1,50-4,01
CK U/L	12	1649,13	1691,01	692,35-2605,90
Amilasa U/L	12	340,72	149,79	255,97-425,47
Lipasa U/L	12	55,11	52,99	25,13-85,09
Proteínas plasmáticas g/L	12	67,83	7,60	63,53-72,13
Albúmina g/L	12	32,64	9,23	27,42-37,86
Calcio mmol/L	12	2,91	0,91	2,40-3,42
Fósforo mmol/L	12	2,25	1,61	1,34-3,16
Potasio	12	4,70	0,36	4,50-4,90
Hierro	12	47,16	12,57	40,05-54,28

DS, desviación estándar; IR, intervalo de referencia; ALT, alanina aminotransferasa; AST, aspartato aminotransferasa; ALP, fosfatasa alcalina; GGT, gamma glutamil transpeptidasa; CK, creatina quinasa; SD, desviación estándar.

DISCUSIÓN

Las diferencias en los valores entre los cánidos silvestres pueden explicarse debido a la particularidad de la especie, factores nutricionales, estrés, método de captura, tamaño de la muestra, entre otros (Rubio *et al.*, 2014). En este sentido, los resultados obtenidos en el presente trabajo muestran diferencias en algunos de los parámetros evaluados con respecto al estudio realizado por Rubio *et al.* (2014) sobre la misma especie en Chile.

Concretamente, los valores de hematocrito, hemoglobina, eritrocitos, neutrófilos segmentados son significativamente superiores, mientras que los linfocitos mostraron ser inferiores (Tabla 3). En el examen bioquímico los valores de glucosa, urea, alanina aminotransferasa (ALT), aspartato aminotransferasa (AST), fosfatasa alcalina (ALP), creatina quinasa (CK), albúmina, calcio y fósforo fueron superiores en los obtenidos en nuestras muestras (Tabla 4).

Tabla 3. Valores hematológicos de zorros andinos en Ecuador y valores hematológicos de zorros andinos en Chile.

Parámetro	Ecuador	Chile
Hematocrito L/L	0,49	0,45
Hemoglobina g/L	161,37	141
Eritrocitos x10¹²/L	7,33	6,9
VGM fL	67,79	65,3
CGMH g/L	329,69	316
Leucocitos x10⁹/L (WBC)	13,09	12,4
Plaquetas x10⁹/L	452,82	ND
Proteínas plasmáticas g/L	69,36	ND
Neutrógenos Segmentados x 10⁹/L	11,15	8,6
Neutrógenos en banda x 10⁹/L	0	ND
Metamielocitos x 10⁹/L	0	ND
Mielocitos x 10⁹/L	0	ND
Linfocitos x 10⁹/L	1,36	2,3
Monocitos x 10⁹/L	0,62	0,6
Eosinófilos x 10⁹/L	0	0,2
Basófilos x 10⁹/L	0	0

VGM, volumen globular medio, CGMH, concentración corpuscular medio en hemoglobina. ND, No determinado.

Tabla 4. Valores bioquímicos de zorros andinos en Ecuador y valores bioquímicos de zorros andinos en Chile.

Parámetro	Ecuador	Chile
Glucosa mmol/L	6,75	5,52
Ácido Úrico mg/dl	3,62	ND
Urea mmol/L	17,22	14,1
Creatinina umol/L	97,99	106,08
ALT U/L	131,14	67,9
AST U/L	208,63	102
Fosfatasa Alcalina U/L	165,16	159,5
GGT U/L	2,75	ND
CK U/L	1649,13	ND
Amilasa U/L	340,72	ND
Lipasa U/L	55,11	ND
Proteínas plasmáticas g/L	67,83	68
Albúmina g/L	32,64	30
Calcio mmol/L	2,91	2,52
Fósforo mmol/L	2,25	1,84
Potasio	4,7	ND
Hierro	47,16	ND

ALT, alanina aminotransferasa; AST, aspartato aminotransferasa; ALP, fosfatasa alcalina; GGT, gamma glutamil transpeptidasa; CK, creatina quinasa; SD, desviación estándar. ND, No determinado.

Respecto a los valores de hemoglobina y eritrocitos, no solo son superiores a los del estudio realizado en Chile, también lo son en comparación con otros trabajos realizados en especies cercanas como el zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) y el zorro isleño (*Urocyon littoralis*) (Mainka, 1988; Crooks *et al.*, 2000; Mattoso *et al.*, 2012). El aumento de los valores de hematocrito, hemoglobina y el recuento de eritrocitos se pueden relacionar a la edad, ya que se ha visto que incrementan en el primer año de

vida en perros (Villiers y Blackwood, 2012). Sin embargo, un factor importante es el tiempo que pasaron los animales capturados en las jaulas trampa antes de ser muestreados, ya que en un estudio realizado en zorro rojo (*Vulpes vulpes*) y lobo gris (*Canis lupus*), los individuos que fueron capturados por medio de jaula trampa presentaron valores superiores en los recuentos de hematocritos, leucocitos, neutrófilos y monocitos (Marks, 2010; Santos *et al.*, 2017), lo que también pudo ocurrir en nuestro estudio. En este mismo sentido, los valores altos en los neutrófilos segmentados pueden ser inducidos por la liberación de adrenalina como respuesta a una situación de estrés (Villiers y Blackwood, 2012), lo que nuevamente podría explicar los valores superiores reflejados en nuestro trabajo respecto a los determinados en el trabajo de Chile.

Por el contrario, los linfocitos mostraron valores inferiores al del estudio previo realizado sobre la especie, sin embargo este dato también podría explicarse por la acción de corticoides producidos por estrés como indican Villiers y Blackwood (2012).

Respecto a los valores bioquímicos, se presentaron niveles superiores en la urea en comparación con los zorros andinos de Chile. Este dato también se refleja al contrastar con especies cercanas, como el zorro cangrejero y el zorro isleño (Mainka, 1988; Crooks *et al.*, 2000; Mattoso *et al.*, 2012). Los niveles aumentados en la urea pueden deberse a factores como dietas con alto contenido de proteínas, estrés o enfermedades infecciosas (Villiers y Blackwood, 2012). Sin embargo, con independencia de la dieta, cualquier causa que aumente el catabolismo endógeno de las proteínas, como el estrés, hipertermia, inanición o un esfuerzo prolongado ocasionado por el método de contención utilizado, puede incrementar la concentración

de urea (Villers y Blackwood, 2012; Rubio *et al.*, 2014), lo que podemos justificar por el método de captura y contención empleado en nuestro trabajo.

Los niveles de ALT y AST también aparecen aumentados respecto a los valores de estudios previos realizados en zorro andino, zorro cangrejero y zorro isleño (Mainka, 1988; Crooks *et al.*, 2000; Mattoso *et al.*, 2012; Rubio *et al.*, 2014). En este sentido, los daños musculares y el estrés fisiológico provocados por la contención pueden ser los causantes del aumento de dichos valores como se refleja en el manual de Villers y Blackwood (2012).

En cuanto a la CK, aunque dicho parámetro no aparece reflejado el trabajo realizado en zorro andino, al comparar con otros estudios citados realizados en zorro rojo, zorro ártico y el zorro isleño, se puede ver es nuestros individuos presentaron una notable elevación de dichos valores. Este resultado puede ser producto de la rabdomiólisis ocasionado por la contención física en la jaula, isquemia muscular, trauma o por alguna miopatía (Villers y Blackwood, 2012). Por lo tanto, dado que los ejemplares capturados no presentaron ningún daño muscular aparente en el momento de la captura y toma de muestras, podríamos asociar el incremento de la CK a la rabdomiólisis ocasionada por la contención física de los animales.

La glucosa y albúmina también se encuentran elevadas respecto a los valores de referencia obtenidos en el trabajo de Rubio *et al.* (2014). La hiperglucemia puede deberse a un aumento de la secreción de glucosa como consecuencia del estrés causado por el método de contención, mientras que las concentraciones séricas elevadas de albúmina pueden ser provocadas por una deshidratación que sufrieron los ejemplares ocasionada por el tiempo que los animales permanecieron en la jaula trampa antes de

ser muestreados, y el ejercicio prolongado producto de la lucha por la contención física, como indican Santos *et al.*, en su trabajo de 2017.

La ALP, el fósforo y el calcio presentaron niveles superiores a los resultados obtenidos en zorros andinos Chile, sin embargo, estos parámetros podrían estar alterados por factores relacionados con la edad, ya que en nuestro trabajo más del 50% (7/12) de las muestras pertenecieron a individuos juveniles. En este sentido, los animales jóvenes presentan un nivel más elevado de ALP debido al aumento de la formación ósea y la diferenciación de osteoclastos (Mattoso, *et al*, 2012). De igual manera, los individuos juveniles muestran un metabolismo más alto, lo que ocasiona que se presenten niveles más elevados de fósforo. Por último, el aumento del calcio puede ocasionarse por diferentes factores relacionados con la edad que presentan los individuos (Villers y Blackwood, 2012).

En definitiva, nuestros valores muestran una alteración significativa de parámetros hematológicos y bioquímicos relacionados con el estrés. Como hemos visto, diferentes estudios previos corroboran estos datos, y concretamente Santos *et al.* (2017), relaciona en zorros alteraciones en parámetros sanguíneos con el tiempo de captura, comprobando como los valores se modifican conforme se incrementa este. Adicionalmente, vale recalcar que el estrés puede afectar al funcionamiento de diferentes órganos vitales, reducir la efectividad del sistema inmunitario, e incrementar la incidencia de miopatías en función al método de contención física, lo que predispone a un aumento de la morbilidad y mortalidad tras la inmovilización (Marks, 2010). Por lo tanto, al igual que indican otros trabajos (Aguirre *et al.*, 2000; Schoemana *et al*, 2011;

Rubio *et al.*, 2014), indicamos que es fundamental la mitigación de este para este tipo de estudios.

En este sentido, para reducir el estrés de los animales muestreados, se pueden utilizar alarmas de satélites acopladas a las jaulas trampas que reducen el tiempo de captura y la inmovilización química de los ejemplares, disminuyendo así los mediadores de estrés fisiológico (Santos *et al.*, 2017). De igual modo, el uso de monitores de trampas, son un instrumento que ayuda a eliminar los controles manuales, por cuanto envían señales a un receptor cuando se cierra la trampa; además, reducen el tiempo que el animal está restringido, lo cual evita que se lesione, deshidrate o que sea víctima de ataques (McCarthy,2013).

CONCLUSIONES

1. Los valores hematológicos y bioquímicos obtenidos en este estudio se presentan alterados que pudieron deberse al estrés que provocó el método de contención y la toma de muestras.

2. Las alteraciones producidas en los valores hematológicos y bioquímicos son producto de la duración de la restricción física, la intensidad de la lucha por el método de contención y el diseño de la jaula trampa.

3. Es imprescindible establecer un protocolo de muestreo que permita reducir el tiempo en la captura y el nivel de estrés de los animales. El uso de nuevas tecnologías como monitores trampa o alarmas satelitales remotas, podría contribuir a reducir el impacto del estrés y así obtener valores reales.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguirre, A., Angerbjörn, A., Tannerfeldt, M. & Mörner, T. (2000). Health Evaluation of Arctic Fox (*Alopex lagopus*) Cubs in Sweden. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 36-40
- Albuja, L., & Arcos, R. (2007). Lista de mamíferos actuales del Ecuador. *Politécnica-Biología*, 7-33.
- Aliaga, E., Rios, B., & Ticona, H. (2012). Amenaza de perros domésticos en la conservación del cóndor, el zorro y el puma en las tierras altas de Bolivia. *Revista Latinoamericana*
- Campos, C., Estebes, C., Ferraz, K., Crawshaw, P., & Verdade, L. (2007). Diet of free-ranging cats and dogs in a suburban and rural environment, south- eastern Brazil. *Journal of Zoology*, 14-20.
- Crooks, K., Scott, C., Bowen, L. & Van Vuren, D. (2000). Hematology and Serum Chemistry of the Island Fox on Santa Cruz Island. *Journal of Wildlife Diseases*, 36(2), 97-404
- Johnson, W., & Franklin, W. (1994). Role of body size in the diets of sympatric gray and culpeo foxes. *J. Mammal*, 163-174.
- Korhonen, T. & Huuki, H. (2014). Serum Biochemistry and Hematology in Blue Fox (*Vulpes lagopus*). *Open Journal of Veterinary Medicine*. (4), 255-260

- Laurenson, M., Sillero-Zubiri, C., Thompson, H., Shiferaw, F., Thirgood, S., & Malcolm, J. (1998). Disease as a threat to endangered species: Ethiopian wolves, domestic dogs
- Lucherini, M., & Merino, M.J. (2008). Perceptions of human-carnivore conflicts in the High Andes of Argentina. *Mountain Research and Development*, 81-85.
- McCarthy, J., Belant, J., Breitenmoser-Würsten, C., Hearn, A. & Ross, J. (2013). Live trapping carnivores in tropical forests: tools and techniques to maximise efficacy. *THE RAFFLES BULLETIN OF ZOOLOGY*. 28: 55–66.
- Mainka, S. (1988). Hematology and serum biochemistry of Captive swift foxes (*Vulpes velox*). *Journal of Wildlife Diseases*, 24(1), 71-74
- Marks, C. (2010). Haematological and biochemical responses of red foxes (*Vulpes vulpes*) to different capture methods and shooting. *Animal Welfare*. 19: 223-234
- McCue, P. & O'Farrell, T. (1992). Serum chemistry values of the endangered San Joaquin Kit Fox (*Vulpes Macrotis Mutica*). *Journal of Wildlife Diseases*, 28(3), 414-418.
- Mattoso, C., Catenacci, L., Beier, S., Lopes, R., & Takahira, R. (2012). Hematologic, serum biochemistry and urinary values for captive Crab-eating Fox (*Cerdocyon thous*) in São Paulo state, Brazil. *Vet. Bras.* 32(6):559-566
- Miller, E. & Fowler, M. (2015) Zoo and wild animal medicine. USA: Missouri. 461 p.
- Olay, G. Díaz, P. Hernández, R. Cervantes-Villagrana, D. Persno-Bernal, J. & Alcantará, L. (2013). Determinación de intervalos de referencia para química clínica en población mexicana. *Revista Latinoamericana de Patología Clínica*. 60(1):43-51.

- Oliveira, E., Pinheiro, J., Souza, M., Santana, V., Silva, J., Mota, R., & Sá, F. (2012). Serologic survey of brucellosis in captive neotropical wild carnivores in northeast Brazil. *Journal zoo wildlife medicine*, 384-387.
- Pozo, W.E., & Trujillo, F. (2004). Lista anotada de la fauna de la Laguna Loreto, Reserva Ecológica Cayambe Coca, Ecuador. *Centro de investigaciones IASA. Boletín Técnico 5, serie Zoológica*, 29-43.
- Rani, K. y Rahmatullah, I. (2016). A Brief Review of Tests for Normality. *American Journal of Theoretical and Applied Statistics*. Vol. 5, 5-12.
- RedFord, K., & Eisenberg, J. (1992). Mammals of the Neotropics. The southern cone: Chile, Argentina, Uruguay, Paraguay. *The University of Chicago Press, Illinois*, 1-430.
- Romo, M.C. (1995). Food habits of the Andean fox (*Pseudalopex culpaeus*) and notes on the mountain cat (*Felis colocolo*) and puma (*Felis concolor*) in the Rio Abiseo National Park, Peru. *Mammalia*, 335-343.
- Rubio, A., Hidalgo-Hermoso, E., & Bonacic, C. (2014). Hematology and serum biochemistry values of culpeo foxes (*Lycalopex culpaeus*) from central Chile. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 45(3):589-593. 2014
- Santos, N., Rio-Maior,H., Nakamura, M., Roque, S., Brandão, R. & Álvares, F. (2017). Characterization and minimization of the stress response to trapping in free-ranging wolves (*Canis lupus*): insights from physiology and behavior. *The International Journal on the Biology of Stress*. 20(5), 513-522,

Schoemana, J., Kitshoffa, A., Plessisa, J. & Thompsonb, P. (2011). Serial plasma glucose changes in dogs suffering from severe dog bite wounds. *Journal of the South African Veterinary Association*. 82(1), 41–46.

Sistema Nacional de Información SNI (2015). Actualización del Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial Parroquia Pintag. Due Diligence Cia Ltda. Parroquia Pintag -Ecuador. Recuperado de http://app.sni.gob.ec/sni-link/sni/PORTAL_SNI/data_sigad_plus/sigadplusdiagnostico/1768069580001_PINTAG%20Diagnostico_30-10-2015_02-15-53.pdf

Soler, L., Carenton, J., Salvarori, V., & Coles, R. (2004). Evaluación del estado de conocimiento de aguará guazú (*Chrysocyon brachyurus*) en Argentina. *Memorias: Manejo de Fauna silvestre en Amazonia y Latinoamérica*, 610-615.

Tirira, D. (2004). Nombres de los mamíferos del Ecuador. Austin: *Ediciones Murciélago Blanco*.

Ugoni, A. y Walker, B. (1995). The t Test: An Introduction. *Comsig Review*, Volume 4. Recuperado de https://www.researchgate.net/publication/25752723_THE_t_TEST_An_Introduction

Ventimilla, N. (2015). Presencia de enfermedades infecciosas y parasitarias presencia de enfermedades parasitarias e infecciosas (leptospirosis, distemper y brucelosis) en zorros andinos (*Lycalopex culpaeus*) que habitan en los páramos de la hacienda Antisanilla (Pintag-Ecuador). Universidad San Francisco de Quito – Ecuador.

Villiers, E. y Blackwood, L. (2012). *Manual de Diagnóstico de Laboratorio en Pequeños Animales*. Quedgeley, England. BSAVA