

UNIVERSIDAD SAN FRANCISCO DE QUITO

Colegio de Ciencias de la Salud

**Estudio Químico y Parasitológico de Muestras Fecales del Oso Andino
(*Tremarctos ornatus*) Provenientes de 2 Reservas Ecológicas, 2 Zoológicos y
1 Centro de Rescate en el Ecuador.**

Autora:

María Gabriela Luzuriaga Espinosa

Director de tesis:

Dr. Rommel Lenin Vinueza, MSc

Tesis de grado presentada como requisito para la obtención del título de Médico Veterinario

Quito, mayo de 2014

Universidad San Francisco de Quito
Colegio de Ciencias de la Salud

HOJA DE APROBACION DE TESIS

Estudio Químico y Parasitológico de Muestras Fecales del Oso Andino (*Tremarctos ornatus*) Provenientes de 2 Reservas Ecológicas, 2 Zoológicos y 1 Centro de Rescate en el Ecuador.

María Gabriela Luzuriaga Espinosa

Dr. Rommel Lenin Vinueza, MSc

Director de Tesis

.....

Dr. Andrés Oretaga

Miembro del Comité de Tesis

.....

Dra. Gabriela Chávez, Esp

Miembro del Comité de Tesis

.....

Dr. Luis Donoso, MSc

Miembro del Comité de Tesis

.....

Dra. Ivette Dueñas, MSc

Decana Escuela de Medicina Veterinaria

.....

Quito, mayo de 2014

© DERECHOS DE AUTOR

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

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

.....

María Gabriela Luzuriaga Espinosa

C.I.: 1713506077

Quito, 7 de mayo de 2014.

Dedicatoria

Esta investigación la dedico a mis padres y abuelos por todo su apoyo durante este largo viaje. Y a todos aquellos que me acompañaron en el camino.

Agradecimientos

Esta investigación no hubiera sido posible sin el apoyo de mi familia y amigos, quienes estuvieron desde el día 1.

Gracias a Lenin por buscar temas de investigación fuera de lo cotidiano, por toda su guía y apoyo. A Dra. Gabriela Chávez y Miriam Iza por el apoyo en el laboratorio y al Dr. Vasco por confirmar las dudas.

También agradezco la apertura y el apoyo de las distintas fundaciones y zoológicos, sin ustedes no habría conservación. En especial a Bernarda Justicia, Rodrigo Ontaneda y Arsenio Barrera de Fundación Maquipucuna; Ximena Pazmiño y Yann Potaufeu de Hacienda Zuleta; Juan Manuel Carrión y el personal del Zoológico de Quito en Guayllabamba; al señor Orlando Vega y su señora del Ecozoológico San Martín; y al señor Sebastián Kohn y Marcelo Reinoso de Ilitío.

Resumen

El Oso Andino (*Tremarctos ornatus*) es el único de su familia que se encuentra en América del Sur y en la actualidad está en peligro de extinción. Se han realizado estudios; sin embargo, se conoce muy poco sobre esta especie. Por ejemplo, qué tipo de parásitos presentan y la composición química de sus heces. Con el fin de aclarar estas incógnitas, el presente estudio pretende analizar las muestras de materia fecal recolectadas de las poblaciones de Osos de Anteojos presentes en: Maquipucuna (n=6), Hacienda Zuleta (n=9), Zoológico de Quito en Guayllabamba (n=4), Zoológico San Martín (n=4), y centro de rescate Ilitío (n=4). En las muestras sometidas a la prueba de flotación simple, se observaron los siguientes parásitos: *Ancylostoma spp*, *Coccidia spp*, *Ascaris spp*, y *Entamoeba spp*. A su vez, los resultados del análisis químico, analizados con la prueba no paramétrica Chi-cuadrado, mostraron que no existe diferencia significativa en la composición de las dietas brindadas en cautiverio, en relación a la que obtienen los osos en libertad. A excepción del parámetro energía, el cual puede verse influenciado por el consumo de aguacatillo en la reserva Maquipucuna.

Abstract

The Andean Bear (*Tremarctos ornatus*), is the only one amongst its species found in South America, and currently listed as an endangered species. Studies have been conducted, however, very little is known about this species. For example, which type of parasites they present, or the chemical composition of its feces. In order to clarify these questions, the present study tries to analyze stool samples collected from the population of Spectacled Bears living in Maquipucuna (n=6), Hacienda Zuleta (n=9), Zoologico de Quito en Guayllabamba (n=4), Zoologico San Martin (n=4), and Ilitío rescue center (n=4). In the samples subjected to simple flotation test, the following parasites were observed: *Ancylostoma spp*, *Coccidia spp*, *Ascaris spp*, and *Entamoeba spp*. In turn, the results of the chemical analysis, made with the nonparametric chi - square distribution, showed that there is no significant difference in the composition of the food diets given in captivity, as the one the bears obtain in the wild. Except from the energy parameter, which may be influenced by the consumption of aguacatillo in the Maquipucuna reserve.

Tabla de contenido

Dedicatoria	5
Agradecimientos	6
Resumen	7
Abstract	8
Lista de Tablas.....	11
Lista de Figuras	11
Introducción	13
Antecedentes	14
Justificación	15
Problema	16
Hipótesis	16
Objetivo General.....	17
<i>Objetivos específicos</i>	<i>17</i>
Revisión de literatura	17
Ecosistema del Oso Andino.....	17
<i>Regiones donde habita</i>	<i>17</i>
<i>Tipos de bosques y altitud</i>	<i>18</i>
Alimentación.....	20
<i>Tipos de alimentos.....</i>	<i>20</i>
<i>Comportamiento durante escasez de alimentos</i>	<i>21</i>
Parásitos en úrsidos.....	22
<i>Parásitos encontrados en otros estudios</i>	<i>22</i>
<i>Parásitos en el presente estudio</i>	<i>25</i>
Sitios de muestreo.....	32
<i>Maquipucuna.....</i>	<i>32</i>
<i>Zuleta.....</i>	<i>34</i>
<i>Zoológico de Quito en Guayllabamba.....</i>	<i>34</i>
<i>EcoZoo San Martín</i>	<i>35</i>

<i>Ilitío</i>	36
Pruebas de laboratorio	37
<i>Prueba de flotación</i>	37
<i>Análisis químico</i>	38
Metodología	40
Recolección de muestras según la unidad de muestreo	41
<i>Hacienda Zuleta</i>	41
<i>Reserva Ecológica Maquipucuna</i>	43
<i>Zoológico de Quito en Guayllabamba</i>	45
<i>Eco Zoológico San Martín</i>	46
<i>Centro de rescate Ilitío</i>	47
Procesamiento de las muestras	47
<i>Laboratorio del HDEV USFQ</i>	47
<i>Laboratorio de Nutrición Animal de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad Central</i>	48
Análisis estadístico	49
Resultados	50
Examen coproparasitoscópico	50
Análisis proximal	52
Análisis estadístico	52
Discusión	53
Parásitos	54
Composición química de las heces	55
Otros hallazgos	56
Conclusiones	57
Recomendaciones	58
Referencias bibliográficas	60
Anexos	65
Anexo 1	65
Anexo 2	66

Anexo 3.....	67
Anexo 4.....	68
Anexo 5.....	69
Anexo 6.....	70
Anexo 7.....	71

Lista de Tablas

Tabla 1. Parásitos encontrados en osos Grizzly. Adaptado de: (Gau, Kutz, & Elkin, 1999)...	28
Tabla 2. Parásitos encontrados en úrsidos. Adaptado de: (Rogers & Rogers, 1974).....	29
Tabla 3. Resultados examen coproparasitológico.....	50
Tabla 4. Resultados análisis proximal.....	52
Tabla 5. Resultados Chi cuadrado análisis proximal.....	52

Lista de Figuras

Figura 1. Ciclo biológico <i>Ancylostoma duodenale</i> (CDC, Hookworm, 2013).....	26
Figura 2. Ciclo biológico <i>Eimeria</i> (NWHC, 2014).....	27
Figura 3. Ciclo biológico <i>Ascaris lumbricoides</i> (CDC, Ascariosis, 2013).....	29
Figura 4. Ciclo biológico <i>Entamoeba histolytica</i> (CDC, Amebiasis, 2010).....	31
Figura 5. <i>Nectandra acutifolia</i> , pacche o aguacatillo.....	33
Figura 6. Mapa de Zuleta donde se observan los senderos. En el recuadro naranja se encuentran los lugares donde se recolectaron las muestras: plataforma de alimentación (cerca de los Cóndores), Sendero del Sancudo y Sendero del Oso.....	42
Figura 7. Mapa de Maquipucuna donde se observan los senderos. Las muestras se encontraron en el Sendero del Humedal.....	44

Figura 8. Heces de oso con semillas de aguacatillo, en la base de uno de los árboles en la Reserva Maquipucuna.....	45
Figura 9. Grupo de muestras empleadas para el análisis proximal.....	49
Figura 10. <i>Ancylostoma spp.</i> Muestra de heces proveniente de Zuleta.....	50
Figura 11. <i>Coccidia spp.</i> Muestra de heces proveniente de Zuleta.....	51
Figura 12. <i>Ascaris spp.</i> Muestra de heces proveniente de Zuleta.....	51
Figura 13. <i>Entamoeba spp</i> (flecha). Muestra de heces proveniente de San Martín.....	51

Introducción

El Oso Andino, también conocido como Oso de Anteojos, es la única especie de la familia *Ursidae* presente en América del Sur y endémica de la Cordillera de los Andes (Bracho, 2002). Estos animales prefieren vivir en el bosque húmedo entre los 1900 y 2350 msnm y en los bosques espinosos (Figueroa & Stucchi, 2002). Cabe mencionar, que también cumplen un rol muy importante en el ecosistema, ya que a través de sus heces dispersan las semillas de las plantas que consumen (Bracho, 2002).

Respecto a su alimentación, están dentro del grupo de los carnívoros; sin embargo, son considerados omnívoros y más del 60% de su dieta se compone de frutas y verduras (Bracho, 2002); dentro de las cuales se pueden mencionar: bromelias, frutas ericáceas, pseudobulbos de orquídeas, maíz, frutos de las achupallas, sauce, tuna, entre otras. Y algunos de los animales que consumen son: lagartijas, insectos, aves y mamíferos (Figueroa & Stucchi, 2002).

Los Osos Andinos recorren grandes distancias y cambian su hábitat de acuerdo a la época del año para aprovechar mejor los alimentos (Castellanos, Altamirano, & Tapia, 2005). Razón por la cual, cuando hay escasez de comida, se ha reportado que atacan a la ganadería de las comunidades cercanas (Figueroa & Stucchi, 2002) y los sembríos de maíz (Castellanos, Altamirano, & Tapia, 2005). Pero, a pesar de esto, se los considera más carroñeros que depredadores (Castellanos, Altamirano, & Tapia, 2005).

Pese a que esta especie de oso se encuentra en la lista de animales vulnerables de la International Union for Conservation of Nature (IUCN) (Goldstein, Velez-Liendo, Paisley, & Garshelis, 2012), cuenta con pocas investigaciones y las que se registran están limitadas a su

actividad, comportamiento (Castellanos, Altamirano, & Tapia, 2005), alimentación, reproducción, rol en el ecosistema, entre otros (Figuerola & Stucchi, 2002). Sin embargo, la información sobre posibles enfermedades, parásitos que presentan, o su impacto en la salud pública es escasa.

Antecedentes

Se han realizado estudios sobre la parasitosis en diferentes especies de úrsidos, en los que se han encontrado varios tipos de parásitos. Por ejemplo, en un estudio realizado en 53 Osos Negros Americanos *Ursus americanus* se identificaron 17 parásitos, dentro de los cuales se mencionan: protozoarios, céstodos, acantocéfalos y nemátodos (Crum, Nettles, & Davidson, 1978). En otro estudio más detallado se observaron hasta 77 tipos de parásitos según su hospedador (especie de oso) y estado (libertad o cautiverio) (Rogers & Rogers, 1974). En este se mencionan protozoarios, tremátodos, rickettsias, céstodos, nemátodos y otros parásitos extraintestinales como la *Taenia ursi* (Rogers & Rogers, 1974). En un estudio realizado en 160 osos Grizzly, se encontraron 9 especies de parásitos, dentro de los cuales se menciona a la *Trichinella spiralis*, la cual es una importante fuente de zoonosis (Worley, Fox, Winters, Jacobson, & Greek, 1974); sobre todo, porque en algunos lugares la carne de oso es consumida atribuyéndola cualidades medicinales. No obstante, en el Oso de Anteojos, solo se han encontrado restos de semillas, otras plantas propias de la dieta en las heces recolectadas (Figuerola & Stucchi, 2002); y restos de conejos, ratones y aves (Suárez, 1985).

Desde hace algunos años se realizan en el Ecuador estudios y actividades que promueven la conservación y reintroducción en el hábitat natural de estos osos. Por un lado

existe la Fundación Oso Andino, la cual ha logrado reintroducir exitosamente en la naturaleza 15 osos (Andeanbear.org, 2013). Y en el 2010 el Ministerio del Ambiente del Ecuador junto con esta fundación, desarrolló la Estrategia Nacional de Conservación del Oso Andino del Ecuador (Castellanos, Cevallos, Laguna, Achig, Viteri, & Molina, 2010).

Justificación

Esta investigación, cuya base es la determinación de la presencia de parásitos, tiene relevancia desde dos puntos de vista principales. El primero, para realizar un aporte de información taxonómica sobre los parásitos encontrados (Worley, Fox, Winters, Jacobson, & Greek, 1974); a través de la ejecución de un estudio exploratorio de campo motivado principalmente por el interés científico. El segundo, desde el ámbito de la conservación, permitiendo establecer una base de conocimientos que permitan mantener una línea de investigación científica que de la pauta para estudios futuros (Worley, Fox, Winters, Jacobson, & Greek, 1974). Por todo lo nombrado anteriormente, el propósito de este estudio es establecer la situación coproparasitoscópica y química de las heces del Oso Andino (*Tremarctos ornatus*) en las reservas Maquipucuna y Zuleta, en los zoológicos de Guayllabamba y Baños; y en el centro de rescate Ilitío.

Problema

En los últimos años, algunos osos han sido reintroducidos a su hábitat; sin embargo, se desconoce si se realizó una evaluación clínica y parasitaria de los mismos. Además, no se ha identificado literatura sobre el tipo de parásitos presentes en el Oso Andino.

¿Es posible que a través de un estudio de campo y recolección de muestras fecales del Oso Andino en 2 reservas, 2 zoológicos y 1 centro de rescate del país, se logre establecer el tipo de parásitos que infestan a estos animales y la composición química de sus heces?

¿Es posible que exista alguna diferencia entre el tipo de parásitos, su carga y la composición de las heces de los osos de cada uno de los lugares muestreados?

Hipótesis

H1: El Oso Andino presenta parásitos que pueden ser detectados a través de la recolección y procesamiento de muestras de heces.

H2: Los parásitos encontrados en cada lugar de muestreo difieren de por lo menos uno de los otros lugares muestreados.

H3: La composición química de las heces es diferente de los osos en libertad en comparación con los que se encuentran en cautiverio.

Objetivo General

Establecer la situación coproparazitoscópica y química de las heces del Oso Andino (*Tremarctos ornatus*) en las reservas Maquipucuna y Zuleta, en los zoológicos de Guayllabamba y Baños; y en el centro de rescate Ilitío.

Objetivos específicos

1. Identificar y tipificar la presencia de parásitos, a través de la técnica de flotación simple.
2. Determinar la composición química de las muestras recolectadas, a través del análisis proximal de las mismas.
3. Establecer mediante estadística descriptiva e inferencial las diferencias de las frecuencias parasitológicas y de composición de las heces entre los lugares muestreados.

Revisión de literatura

Ecosistema del Oso Andino

Regiones donde habita

El Oso Andino es una especie que se ubica en los bosques tropicales de varios países de los Andes, entre los que se mencionan cinco: Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú y

Bolivia, cubriendo un total de 260.000 km² (Peyton, 1999). A su vez, registros históricos muestran una distribución de los osos a través de las cordilleras de Colombia y Perú, Sierra de Perijá y la Cordillera de los Andes en Venezuela, ambas laderas de la cordillera de los Andes en Ecuador y solo la ladera oriental de la misma cordillera en Bolivia (Peyton, 1999; Vargas y Azurdoy, 2006). Por otro lado, también se discute la presencia del Oso Andino en Panamá y el noreste de Argentina, sin embargo, no hay registros que lo comprueben (Peyton, 1999; Vargas y Azurdoy, 2006).

A pesar de conocer la distribución del Oso Andino, se desconoce sobre su territorio por dos motivos. Primero, por la topografía, altura y densa vegetación de los hábitats de este oso; por lo que no se puede emplear efectivamente la radiotelemetría (Paisley & Garshelis, 2006). Y segundo, por su tímida conducta y por ende evasión del contacto con el ser humano, lo que los hace difíciles de capturar (Castellanos, 2011). En la actualidad, el territorio del Oso de Anteojos se ve gravemente influenciado por la presencia del hombre, ya sea por el desarrollo urbano o agrícola (García-Rangel, 2012).

Según García-Rangel (2012) la falta de información sobre la distribución del Oso de Anteojos, puede ser un factor de riesgo para la supervivencia de las poblaciones; por lo tanto, estudios sobre el tema son vitales para la conservación de la especie.

Tipos de bosques y altitud

El Oso Andino se distribuye a lo largo de varios países, por lo que la altitud de su hábitat varía considerablemente, desde los 200 msnm hasta los 4.750 msnm; encontrándose los límites más bajos en la cordillera de Perú (Peyton, 1999; Paisley 2001).

Según un estudio realizado en el 2006, se observó que los Osos de Anteojos del noroeste de Bolivia, prefieren como hábitat las zonas más elevadas de los bosques húmedos, alrededor de los 3700 msnm (Ríos-Uzeda, Gómez, & Wallace). Debido a la mayor concentración y disponibilidad de alimento, junto con la facilidad para encontrar refugio (Rumiz, Eulert, & Arispe, 1999). Sin embargo, el mismo estudio recalca que no hay muchos bosques con estas características (Ríos-Uzeda, Gómez, & Wallace, 2006).

En la mayoría de países los registros de osos han sido encontrados sobre los 1.000 msnm (Peyton, 1999). Por ejemplo, en un estudio realizado en 1999, se encontraron la mayoría de signos de actividad entre los 1.000 msnm y 1.500 msnm, lo que sugiere que los osos evitan los lugares con una altura menor a los 1.000 msnm (Rumiz, Eulert, & Arispe). A pesar de que en un estudio realizado por Figueroa (2012), también se establece que aunque es raro encontrar osos por debajo de los 650 msnm, sí han habido registros en Perú a los 465 msnm y en Ecuador a los 450 msnm.

Debido a la distribución y cambios de altitud de su hábitat, el Oso de Anteojos se ha adaptado a vivir en varias condiciones ambientales; por nombrar algunos: bosques deciduos, bosques semi-deciduos, bosques perennes, e incluso desiertos de la zona de Perú (Goldstein I. , 1990; Ríos-Uzeda, Gómez, & Wallace, 2006). Otros hábitats también preferidos por osos, a pesar de su limitación en cuanto a la alimentación, son los páramos (Ríos-Uzeda, Gómez, & Wallace, 2006).

Por otro lado, según testimonios de personas de las comunidades y guarda parques, los bosques secos no son hábitats compatibles con los osos y es por esto que los avistamientos se dan hasta las zonas de transición donde comienza a bajar la humedad (Ríos, Wallace,

Aranibar, & Veitch, 2001). La mayoría de avistamientos, según los moradores de zonas rurales, es siempre en áreas abiertas, ya que estos lugares son destinados para que el ganado pade (Goldstein I. , 1991).

Alimentación

Tipos de alimentos

La dieta del Oso Andino es el aspecto más estudiado y mejor comprendido sobre esta especie (Goldstein I. , 1991). Por ejemplo, se han identificado los sitios de alimentación, su relación según el hábitat, el valor nutricional y la distribución de las semillas (Goldstein I. , 1991). Sin embargo, aún no se ha profundizado sobre el consumo en relación a la disponibilidad de los alimentos según la época del año y la altitud (Azurdoy, 2000).

Los Osos de Anteojos son considerados omnívoros con ocasional ingesta de proteína de origen animal (Azurdoy, 2000); los restos de mamíferos encontrados en las heces han sido de *Sylvilagus brasiliensis* (conejo) y *Thomasomys spp* (ratón) (Suárez, 1985). Sin embargo, su dieta es más vegetariana, son principalmente frugívoros y folívoros (Velez & Azurdoy, 2000).

Estos osos son conocidos por recorrer considerables distancias en la búsqueda de alimentos (Ríos-Uzeda, Gómez, & Wallace, 2006). Por lo que su estrategia de alimentación es oportunista; razón por la cual, la dieta varía considerablemente conforme la vegetación cambia (García-Rangel, 2012).

Se ha establecido que su alimentación principalmente está constituida por bromelias y palmas (Velez & Azurdoy, 2000), debido a que se encuentran a disponibilidad durante todo el

año (García-Rangel, 2012). Estas especies de plantas son ricas en fibra, pero deficientes en carbohidratos y lípidos; por lo que deben complementar su dieta con bayas, frutos carnosos (Castellanos, Arias, Jackson, & Castellanos, 2010) y proteína animal (Paisley S. , 2001). Cabe mencionar, que el tracto digestivo de los osos no daña las semillas, razón por la cual tienen una función importante en su dispersión a través de las grandes distancias que recorren en los bosques (García-Rangel, 2012).

La mayoría de los componentes de su dieta se encuentran en gran número en los bosques altos (Paisley S. , 2001). Sin embargo, se menciona que estos alimentos también pueden ser encontrados en altitudes más bajas; por lo que se cree que la preferencia de los osos se basa en la competencia con animales como los tapires (Ríos-Uzeda, Gómez, & Wallace, 2006). Estos junto con otros animales, comienzan a desaparecer en los bosques medios y están ausentes en los bosques más altos (Ríos, Wallace, Aranibar, & Veitch, 2001) dejando al Oso Andino sin competencia.

Comportamiento durante escasez de alimentos

Los Osos de Anteojos ubicados en Ecuador disponen de comida a lo largo del año; sin embargo, también se conoce que presentan épocas de inanición (Castellanos, Arias, Jackson, & Castellanos, 2010). Por ejemplo, los frutos necesarios para su dieta, se dan solo en ciertas épocas y por periodos no mayores a dos meses (Castellanos, Arias, Jackson, & Castellanos, 2010). Sumado a este inconveniente, los árboles frutales han ido desapareciendo por la deforestación (Ecuador M. d., 2007). En un estudio en la región de Intag en Ecuador, se observó que de 17 osos monitoreados, 10 estaban mal nutridos (Castellanos, Torres, & Peñafiel, 2005), lo cual es una muestra de la escasez de alimento.

Aunque estudios demuestran que estos osos rara vez se alimentan de animales domésticos y cultivos (García-Rangel, 2012), esta especie de úrsido es motivo de constantes conflictos con agricultores y comunidades (Castellanos, 2004). Esto se debe a que se los asocia con pérdida de ganado y cosechas (Goldstein I. , 1991).

Como consecuencia de lo nombrado anteriormente, se ha establecido que en el Ecuador, las tres principales causas de amenaza a estos osos son: la fragmentación de su hábitat, la venta ilegal de partes del oso, y la cacería por parte de los granjeros (Suárez, 1991 en Espinosa & Jacobson, 2012).

Parásitos en úrsidos

Debido al reconocimiento de que los parásitos son un factor importante en la conservación de especies en peligro de extinción, se ha buscado hacer estudios sobre los mismos (Zhang, Yang, Wu, Gu, Hu, & Wei, 2011).

Parásitos encontrados en otros estudios

En investigaciones realizadas en Osos Pandas rescatados o encontrados muertos, se ha observado que están altamente parasitados con ascáridos (Zhang, Yang, Wu, Gu, Hu, & Wei, 2011). Con el fin de obtener más datos, se realizó un estudio en 6 montañas de China, en donde se recolectaron 224 muestras, de las cuales el 57,9% estaban parasitadas con diferentes tipos de helmintos (*B. shroederi*, *O. sikae*, *Toxascaris seleactis*, *Ancylostoma ailuropodae sp*, *Strongyloides sp.*) (Zhang, Yang, Wu, Gu, Hu, & Wei, 2011).

Por otro lado, en un estudio realizado en osos Grizzly, se recolectaron 56 muestras a lo largo de dos años en épocas específicas (2 semanas después de que los osos despertaban de la hibernación y 3 semanas antes de esta) (Gau, Kutz, & Elkin, 1999). Las muestras se tomaron directamente del recto de animales anestesiados, o de lugares que fueron ocupados en menos de 24 horas (Gau, Kutz, & Elkin, 1999). De las 56 muestras, el 43% presentaron parásitos gastrointestinales (Gau, Kutz, & Elkin, 1999), su prevalencia se observa en la Tabla 1.

A su vez, en otro estudio realizado en osos Grizzly, se buscó establecer una línea base sobre los endoparásitos presentes en estos osos (Crum, Nettles, & Davidson, 1978). Para lo cual, se examinaron 53 cadáveres de osos, en los cuales se obtuvieron 17 especies de parásitos (1 protozooario, 1 larva de céstodo, 1 acantocéfalo y 14 tipos de nemátodos) (Crum, Nettles, & Davidson, 1978).

Tabla 1. Parásitos encontrados en osos Grizzly.
Adaptado de: (Gau, Kutz, & Elkin, 1999).

Parásitos encontrados	%
<i>Diphylobothrium sp</i>	18%
Coccidia	14%
Estróngilos	11%
<i>Baylisascaris sp</i>	5%

En una recopilación realizada sobre los parásitos encontrados en úrsidos (Tabla 2), se establece que no se han identificado parásitos en los Osos de Anteojos (Rogers & Rogers, 1974). A su vez, se menciona que en los Osos Panda solo se ha encontrado un ascárido *Baylisascaris schroederi* (Rogers & Rogers, 1974).

Tabla 2. Parásitos encontrados en los úrsidos. Adaptado de: (Rogers & Rogers, 1974).

Hospedero	Parásitos encontrados
Ursus maritimus	Trichinella spiralis, nemátodos (Haemonchus contortus, Dochmius ursi, Baylisascaris transfuga), cestodos (Diphyllobothrium latum, Bothriocephalus sp. and Taenia ursi-maritimi).
Ursus americanus	Protozooario (<i>Eimeria albertensis</i> and <i>E. borealis</i>), Tremátodo (<i>Nanophyetus salmincola</i>), Céstodo (<i>Taenia saginata</i> , <i>T. pisiformis</i> , <i>T. krabbei</i> , <i>T. hydatigena</i> , <i>Anacanthotaenia olseni</i> , <i>Mesocestoides krulli</i> , <i>Diphyllobothrium latum</i> , <i>D. cordatum</i> , <i>D. cordiceps</i> and <i>D. ursi</i>), Nemátodo (<i>Baylisascaris transfuga</i> , <i>B. multipapillata</i> , <i>Uncinaria yukonensis</i> , <i>U. rauschi</i> , <i>Crenosorma</i> sp., <i>Thelazia californiensis</i> , <i>Gongylonema pulchrum</i> , <i>Dirofilaria ursi</i> and <i>Trichinella spiralis</i>).
Ursus arctos horribilis	Tremátodo (<i>Echinostoma revolutum</i>), Céstodo (<i>Taenia krabbei</i> , <i>Diphyllobothrium latum</i> , <i>D. ursi</i>), Nemátodo (<i>Baylisascaris transfuga</i> , <i>Cyathostoma bronchiale</i> , <i>Uncinaria yukonensis</i> , <i>U. rauschi</i> , <i>Dirofilaria ursi</i> , <i>Trichinella spiralis</i>).
Ursus arctos arctos	Protozoarios (<i>Eimeria ursi</i> , <i>Isospora fonsecai</i>), Tremátodo (<i>Nanophyetus salmincola</i>), Céstodo (<i>Diphyllobothrium latum</i> , <i>D. cordatum</i> , <i>Taenia ursina</i> , <i>Cysticercus cellulosae</i> , <i>Bothriocephalus ursi</i>), Nemátodo (<i>Nematoideum ursi</i> , <i>Dochmius ursi</i> , <i>Spiroptera ursi</i> , <i>G. contortum</i> , <i>Baylisascaris transfuga</i> , <i>B. multipapillata</i> , <i>Toxocara canis</i> , <i>T. mystax</i> , <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Dirofilaria ursi</i> , <i>Trichinella spiralis</i>).
Ursus thibetanus	Tremátodo (<i>Dicrocoelium lanceatum</i>), Céstodo (<i>Taenia</i> sp.), Nemátodo (<i>Baylisascaris transfuga</i> , <i>Ancylostoma malayanum</i> , <i>Dirofilaria ursi</i> , <i>Trichinella spirali</i>).
Helarctos malayanus	Céstodo (<i>Pentorchis arkteios</i>), Nemátodo (<i>Ancylostoma malayanum</i>).
Melursus ursinus	Nemátodos (<i>Baylisascaris transfuga</i> , <i>B. melursus</i> , <i>Ancylostoma malayanum</i> , <i>A. brasilliense</i> , <i>A. caninum</i>).

Parásitos en el presente estudio

1. Ancylostoma

a. Generalidades

Ancylostoma también conocido como hookworm, es un nemátodo que produce la enfermedad conocida como anquilostomiasis, donde su principal agente etiológico es el *Ancylostoma duodenale* (CDC, Hookworm, 2013). Este parásito es de importancia en salud pública debido a que tiene un riesgo zoonótico, produciendo enteritis eosinofílica y larva migrans cutánea en los humanos (Zajac & Conboy, 2012).

b. Morfología

Al momento de identificar los huevos de *Ancylostoma* en el microscopio se debe tener cuidado, ya que estos son morfológicamente iguales a los de *Uncinaria*. Su única diferencia es el tamaño de los huevos:

- *Ancylostoma*: 52-79 x 28-58 μm
- *Uncinaria*: 71-92 x 35-58 μm

(Zhang, Yang, Wu, Gu, Hu, & Wei, 2011).

c. Ciclo biológico

En el caso de *Ancylostoma spp* los huevos son eliminados por las heces, los cuales bajo las condiciones adecuadas, embrionan en 1 o 2 días. La nueva larva permanece en el suelo, en donde luego de 5 a 10 días pasa a su siguiente fase larvaria, su forma infectante. Esta larva al tener contacto con la piel, ingresa por esta y es transportada por el torrente sanguíneo hacia el corazón y posteriormente a los pulmones. En este lugar ingresa a la membrana alveolar, sube por el árbol bronquial, llega a la faringe y es deglutido. Posteriormente, alcanza el intestino

delgado donde adquiere su forma adulta y puede ovoposicionar. Las formas adultas se adhieren a la pared intestinal por lo que pueden ocasionar sangrados (CDC, Hookworm, 2013). Se ha establecido que el parásito puede transmitirse también por vía transmamaria y oral (Zajac & Conboy, 2012).

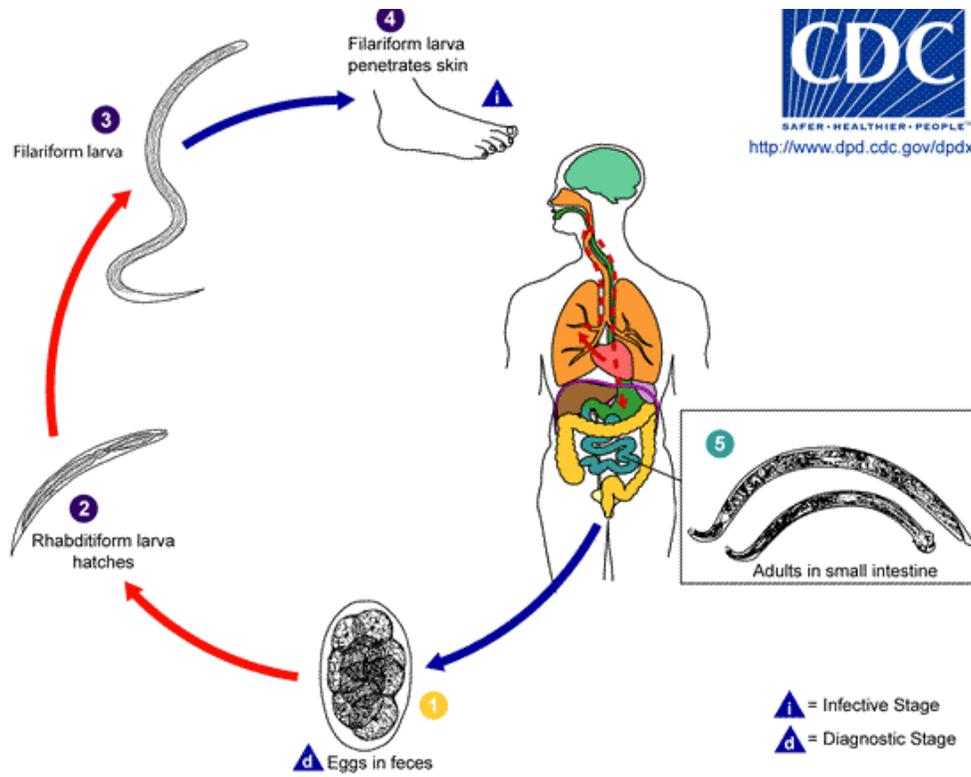


Figura 1. Ciclo biológico *Ancylostoma duodenale* (CDC, Hookworm, 2013).

2. *Coccidia*

a. Generalidades

Coccidia es un amplio grupo de protozoarios, que por lo general no producen enfermedad. Cuando se manifiesta la parasitosis, la enfermedad se conoce como coccidiosis; sin embargo, cuando están presentes los parásitos, mas no la enfermedad,

se conoce como coccidiasis. Principalmente afectan a las aves, siendo el agente causal *Eimeria*. Este protozooario afecta al intestino, y a veces también al hígado y a los riñones (NWHC, 2014).

b. Ciclo biológico

Las coccidias tienen un ciclo biológico complejo pero directo; es decir, solo emplean un hospedador por lo que su ciclo se completa en 1 o 2 semanas. Las hembras adultas en el intestino producen huevos embrionados que no tienen la capacidad de infectar, los cuales, al salir al ambiente a través de las heces, pasan a su forma infectiva. El hospedero adquiere este huevo infectivo al ingerir comida o agua contaminada. Posteriormente, el huevo llega al intestino y aquí, puede o no, pasar por las diferentes fases de su desarrollo hasta llegar a su forma adulta y ovoposicionar, dependiendo de la especie de parásito (NWHC, 2014).

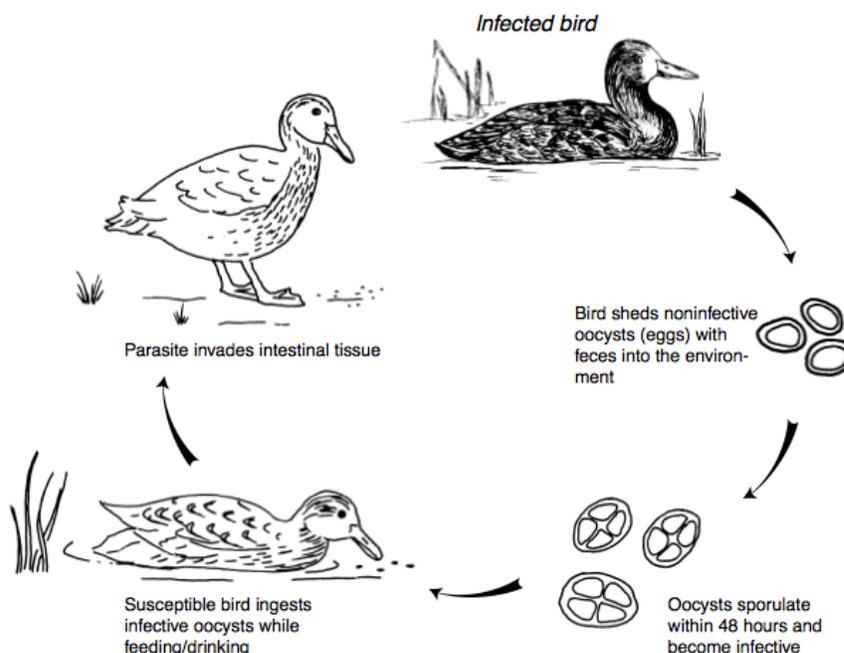


Figura 2. Ciclo biológico *Eimeria* (NWHC, 2014).

3. *Ascaris*

a. Generalidades

Ascaris es un nemátodo que produce la enfermedad conocida como ascariasis, donde su principal agente etiológico es *Ascaris lumbricoides* y es la enfermedad intestinal más frecuente en el mundo (Hotez, Brindley, Bethony, King, Pearce, & Jacobson, 2008).

b. Morfología

Los ascáridos en fase adulta son grandes. La hembra adulta mide de 20 a 35 cm de longitud y 5 mm de diámetro, presentando un color cremoso y forma cilíndrica. Mientras que el macho adulto mide entre 15 y 30 cm de longitud y su extremo es enroscado, donde se encuentra el órgano reproductor y la cloaca (CDC, Ascariosis, 2013; Uribarren, 2014).

La hembra elimina aproximadamente 200000 huevos al día, entre fértiles e infértiles (CDC, Ascariosis, 2013). Los huevos fértiles tienden a ser redondeados u ovalados, con protuberancias, de color pardo y miden 45 x 65 μm . Por otro lado, los huevos infértiles tienden a ser de mayor tamaño y son alargados (Uribarren, 2014).

c. Ciclo biológico

La forma adulta del parásito se ubica en la pared del intestino delgado del hospedero. Los huevos se eliminan por las heces y los fértiles embrionan pasados 18 días o algunas semanas. La adquisición del parásito se da por la ingesta de suelo, agua o alimentos contaminados con heces que contienen huevos embrionados con las larvas L2; a través de fomites e incluso por inhalación (Hotez, Brindley, Bethony, King,

Pearce, & Jacobson, 2008; CDC, Ascariosis, 2013). Por lo tanto, su viabilidad puede verse afectado por la temperatura, tipo de suelo y precipitación (Hotez, Brindley, Bethony, King, Pearce, & Jacobson, 2008). Una vez en el intestino, los huevos eclosionan y las larvas ingresan a la mucosa intestinal desde donde son transportadas por el sistema porta y la circulación, hacia los pulmones. En este lugar las larvas maduran durante 10 a 14 días e ingresan a la pared de los alveolos, suben por el árbol pulmonar y son nuevamente ingeridos para llegar por segunda vez al intestino. Finalmente, las larvas se convierten en adultos y dentro de 2 a 3 meses pueden ovoposicionar (CDC, Ascariosis, 2013).

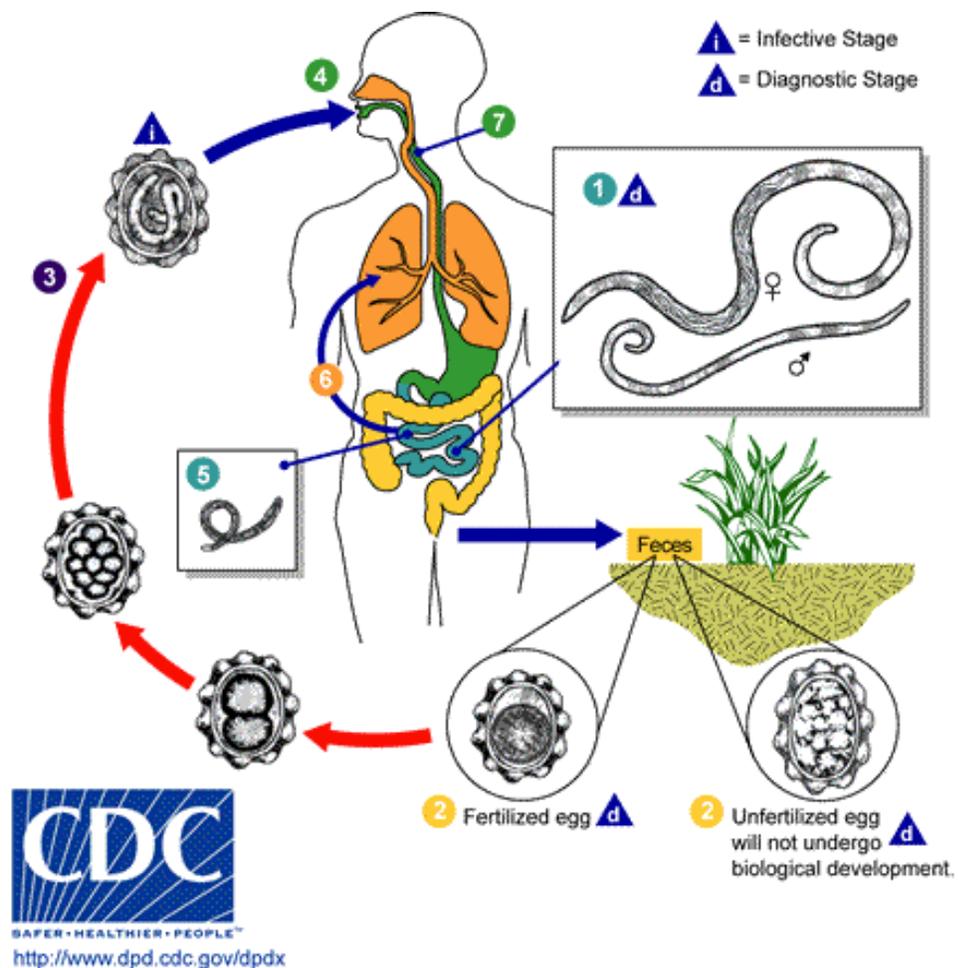


Figura 3. Ciclo biológico *Ascaris lumbricoides* (CDC, Ascariosis, 2013).

Cuando la parasitosis se produce solo por hembras, se da como resultado solo huevos infértiles. Mientras que la parasitosis producida solo por machos no produce ningún huevo. Bajo las condiciones adecuadas los huevos pueden permanecer viables desde meses hasta años y de igual forma el gusano adulto puede sobrevivir de 1 a 2 años (Hotez, Brindley, Bethony, King, Pearce, & Jacobson, 2008).

Las personas con ascariasis normalmente no presentan sintomatología; sin embargo, cuando se presentan síntomas, son leves y generalmente es una molestia abdominal o tos. Sin embargo, en casos severos puede producirse una obstrucción intestinal (CDC, Ascariosis, 2013).

4. *Entamoeba*

a. Generalidades

Entamoeba es un protozoo que produce la enfermedad conocida como amebiasis, donde su principal agente etiológico es *Entamoeba histolytica* y es común en lugares tropicales con malas condiciones sanitarias. Produce enfermedad tanto intestinal como extraintestinal (CDC, Amebiasis, 2010).

b. Ciclo biológico

El ciclo comienza cuando se da la ingestión de quistes maduros en alimentos o agua contaminada. Los quistes llegan al intestino delgado, donde se rompen, salen los trofozoitos y migran al intestino grueso. Aquí los trofozoitos se multiplican y producen quistes. Posteriormente, tanto los quistes y trofozoitos son eliminados por las heces.

Sin embargo, los trofozoitos son rápidamente destruidos y los quistes son los responsables de las infecciones, ya que su capa protectora los permite sobrevivir en el ambiente. En algunas ocasiones los trofozoitos ingresan a la mucosa intestinal y migran a varios lugares (hígado, corazón y pulmones) produciendo una enfermedad extraintestinal (CDC, Amebiasis, 2010).

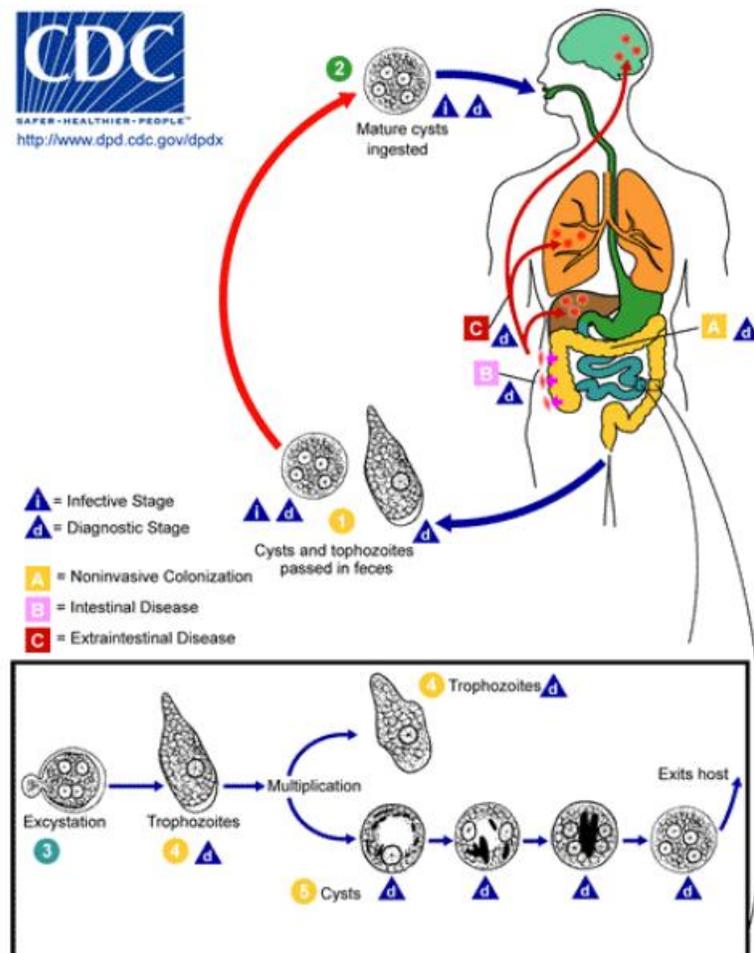


Figura 4. Ciclo biológico *Entamoeba histolytica* (CDC, Amebiasis, 2010).

Sitios de muestreo

Maquipucuna

Descripción del lugar

Fundación Maquipucuna es una reserva ecológica fundada en 1998 y ubicada a 81 Km de la ciudad de Quito, en la parroquia de Nanegal, siendo la entrada para el corredor Chocó Andino. Esta reserva cuenta con 5665 hectáreas de bosque nublado que abarca desde los 899 msnm hasta los 2682 msnm. Además, es el único bosque medio, cerca de Quito, en donde se pueden observar los Osos de Anteojos (Maquipucuna, 2013).

Desde el 2009 se lleva registro del avistamiento de osos en la reserva, en este año los guías pudieron identificar 21 osos. Además, como herramienta de un estudio en los osos, se colocaron en el bosque cámaras trampa, con las cuales se pudieron identificar 3 individuos adicionales. En el siguiente año, solo se observaron 7 osos y su estadía fue prolongada, de agosto a octubre. Durante el 2011 no se observó ningún oso. Sin embargo, en el 2012 visitaron la reserva 12 individuos durante el mes de noviembre y diciembre. Por último, a finales del 2013 y comienzos del 2014 se identificaron entre 5 y 8 osos, siendo la temporada más corta de avistamiento que ha habido (Barrera, 2014).

Alimentación

La Reserva Maquipucuna sirve como fuente de alimento estacional para los osos, estos descienden cuando ha pasado la floración y están en fruto los árboles de *Nectandra acutifolia* o aguacatillo (Molina, 2012).

En Maquipucuna, el bosque entre los 1300 y 1500 msnm se encuentra poblado por aguacatillos (Molina, 2012). Los aguacatillos o pacches como se los conoce en la zona, son árboles de entre 9 y 25 m, con un tronco recto de solo 40 cm de diámetro. Presentan de 30 a 120 flores que producen un olor característico. Y su fruto son bayas pequeñas de 1 cm que pasan de verde a negro cuando maduran (Campaña, 1992).



Figura 5. *Nectandra acutifolia*, pacche o aguacatillo.

Nectandra acutifolia se encuentra normalmente en bosques húmedos tanto primarios como secundarios. A su vez, presenta una floración extensiva desde octubre hasta finales de enero, lo cual coincide con los meses de lluvia. Y se ha observado que el incremento en las precipitaciones parece determinar el inicio de la época en la que florece. Sin embargo, el aguacatillo también presenta una asincronía floral, es decir que en un mismo sector los árboles pueden florecer hasta con un mes de diferencia (Campaña, 1992).

Zuleta

Descripción del lugar

Hacienda Zuleta es un hotel-hacienda ubicado en la provincia de Imbabura a dos horas de Quito, cuenta con 2000 hectáreas y se encuentra a 2800 msnm. Presenta diversas actividades entre las que se destacan el avistamiento de aves y el proyecto de rehabilitación y protección del los cóndores “Condor Huasi” (Zuleta, 2013).

En Zuleta se han registrado los avistamientos de los Osos Andinos desde el 2009 y con el empleo de cámaras trampa se han podido identificar 20 individuos hasta la fecha (Potaufeu, 2014).

Alimentación

En la Hacienda Zuleta se pueden encontrar bromelias y achupallas (Potaufeu, 2014). Es así, que en el Sendero del Zancudo, del Oso y en el camino hacia la plataforma, se encuentran signos de alimentación del oso, es decir plantas caídas y hojas arrancadas. Se ha observado que la parte de la planta de la cual se alimentan los Osos de Anteojos, depende de su tipo, pero generalmente es de las hojas, del fruto o del tallo (Troya, 2001), es decir de la parte tierna de la planta.

Zoológico de Quito en Guayllabamba

Descripción del lugar

El Zoológico de Quito en Guayllabamba se encuentra a una hora de la ciudad de Quito y tiene en exhibición a varias especies de animales, entre ellas los Osos de Anteojos (Ecuador

F. Z., 2014). Los osos del zoológico son dos machos adultos llamados Suro y Pablo, que viven juntos en un mismo encierro.

Alimentación

En el zoológico de Quito en Guayllabamba los osos reciben comida dos veces al día. La primera comida consta de plátano, papaya, choclo y suplementos vitamínicos. A su vez, la segunda comida es a base de zanahoria, sandía, melón y pan de tajada. Esta dieta varía cada cierto tiempo y depende de la disponibilidad de los productos (Estrada, 2014).

Desparasitación

El manejo sanitario de los osos se lo realiza cada 6 meses, previa toma de muestras para un coproparasitario de rutina. Normalmente se los desparasita con una mezcla de: febendazol, prazicuantel, ivermectina y sulfa. Este último fármaco se lo empleó hace 6 meses debido a que los animales presentaron *Coccideas spp* (Arias, 2014).

EcoZoo San Martín

Descripción del lugar

El EcoZoo San Martín está ubicado en la ciudad de Baños a 3 horas de la ciudad de Quito. Este zoológico cuenta con 4 osos andinos: 1 geronte (40 años aproximadamente), 1 adulto (aproximadamente 19 años) y 2 juveniles (4 y 5 años aproximadamente); todos machos y que comparten el mismo encierro (Luna, 2014).

Alimentación

La alimentación brindada a los osos es variada y consta de: zanahoria, remolacha, papaya, piña, pasto fresco Pangola, galletas, concentrado para perros y principalmente choclo y pan. Estos elementos se administran según su disponibilidad y en dos horarios: mañana y tarde (Luna, 2014).

Desparasitación

El manejo sanitario de los osos se lo realiza cada 6 meses, previa toma de muestras para un coproparasitario de rutina. Normalmente se los desparasita con Drontal (Luna, 2014).

Ilitío

Descripción del lugar

Hacienda Ilitío es un centro de rescate para fauna silvestre. En este lugar se encuentran en rehabilitación dos oseznos machos, los cuales serán liberados en un futuro.

Alimentación

Se alimenta a los oseznos dos veces al día: a las 5 am y a las 8 pm. Y la dieta que se provee a estos animales consta de una mezcla de avena, máchica, plátano, pera, frambuesa, papaya, ciruela, entre otras frutas, y rara vez pollo (Reinoso, 2014).

Desparasitación

Debido a que son animales cuyo fin es ser liberados, solo recibieron una dosis (no se conoce el desparasitante) cuando ingresaron a la hacienda. A su vez, se les administró Pecutrín (Reinoso, 2014), el cual es un multivitamínico.

Pruebas de laboratorio

El diagnóstico de enfermedades por parásitos gastrointestinales, se determina mediante el examen de las heces, en donde se pueden encontrar huevos, larvas y fases adultas (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005).

Prueba de flotación

Características de la prueba

La técnica de flotación se emplea para separar los parásitos de la materia fecal, empleando soluciones específicas, que presentan diferentes densidades (Sixtos, 2010). Por ejemplo, la densidad (SPG) de la mayoría, varía entre 1.18 y 1.20, mientras que la de los parásitos es menor a 1.18, haciendo que estos floten (Sixtos, 2010; Zajac & Conboy, 2012). Esta técnica se emplea principalmente para la búsqueda de nemátodos, cestódos y coccidias (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005; Zajac & Conboy, 2012).

Se emplean de 2 a 5 g de heces para realizar la prueba de flotación, las cuales pueden ser recolectadas por varias técnicas (Sixtos, 2010). Sin embargo, se recomienda que las muestras de animales grandes deben obtenerse directamente del recto y deben ser enviadas a un laboratorio en envases como: fundas de polietileno y envases de plástico o de vidrio con tapas herméticas (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005). A su vez, durante el camino, las muestras deben ser refrigeradas a 4 °C o empleando medios de conservación como la formalina al 10% o formol al 5% (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005; Sixtos, 2010).

Descripción de la técnica

La técnica empleada se conoce como técnica de flotación, en la que se utilizó como medio de flotación a una solución saturada de cloruro de sodio, que presenta una SPG de 1.20 (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005). Esta es la solución más empleada debido a su costo, fácil preparación y porque permite la observación de huevos de helmintos y quistes de protozoarios (Zajac & Conboy, 2012).

Se procesan las muestras de la siguiente forma:

1. Se agrega a la muestra de heces la solución saturada de cloruro de sodio hasta que la cubra por completo y se mezcla hasta homogeneizar.
2. Se deja reposar la muestra durante 15-20 minutos, proceso que se denomina de flotación simple, pasiva o de benchtop.
3. Se toma el sobrenadante, se coloca en un portaobjetos y se observa al microscopio buscando la presencia de huevos o parásitos. Se debe tomar en cuenta que una vez puesta la gota de la muestra en la placa, la observación no se puede demorar, debido a que la solución de cloruro de sodio se comienza a cristalizar y dificulta la observación de los huevos de parásitos. Por otro lado, se recomienda la observación con lente de aumento 10X, ya que con el 4X pueden pasar inadvertidos protozoarios y un aumento mayor solo se emplea para identificar estructuras en las que se tenga duda.

(Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005; Zajac & Conboy, 2012; Iza, 2014).

Análisis químico

Características de la prueba

El análisis químico o proximal es aquel que se emplea para determinar la composición química de los alimentos (Mora, 1991). Es decir, que mediante la determinación de los principios inmediatos (agua, materias minerales, prótidos, lípidos e hidratos de carbono), se estiman los principios nutritivos de los alimentos (humedad, cenizas, proteína bruta, extracto etéreo, fibra bruta y extracto no nitrogenado) (Anónimo, 2013).

Descripción de la técnica

Se emplean como mínimo tres submuestras, las cuales son sometidas a diferentes procesos:

- a) La primera muestra es sometida a calor (100°C) por varias horas con el fin de determinar su grado de humedad (Mora, 1991). Una vez determinada esta, su complemento que es la materia seca, se calcula sacando la diferencia. Finalizado este proceso, se incinera la muestra entre 500 y 600 °C con el fin de obtener el contenido mineral, también llamado cenizas (Mora, 1991).
- b) La segunda muestra es sometida a un análisis de proteína cruda, con el cual se determina el nitrógeno total liberado por un proceso de digestión química (Mora, 1991).
- c) Y la última submuestra pasa por un proceso de extracción, en el cual con un solvente orgánico se arrastra el extracto etéreo (también conocido como grasa cruda), que contiene los aceites, grasas y otros materiales liposolubles como los pigmentos (Mora, 1991). La materia que sobra pasa por una digestión ácida y posteriormente por una alcalina, obteniendo como resultado la fibra cruda (Mora, 1991).

Por último, si a una muestra de por ejemplo 100 g se le resta todo lo obtenido anteriormente (humedad, materia mineral, proteína cruda, extracto etéreo y fibra cruda), se obtiene el extracto libre de nitrógeno (Mora, 1991). Este hace referencia a los carbohidratos solubles, como son los almidones y las pectinas (Mora, 1991).

Metodología

El presente estudio tuvo cinco unidades de muestreo, entre reservas, zoológicos y centros de rescate. Para cada una de ellas se definió el número de muestras a tomarse a través de la siguiente ecuación.

$$n = \frac{Z^2 pqN}{NE^2 + Z^2 pq}$$

En donde, Z = nivel de confianza; p = variabilidad positiva; q = variabilidad negativa; E = precisión o error; N = número de población. Se empleó Z = 95% y E = 5%.

Debe tomarse en cuenta que para Maquipucuna y Zuleta el número de individuos es aproximado, debido a que el número de osos que visita las reservas varía todos los años.

- Zuleta: cuenta con aproximadamente 15 individuos por lo tanto se necesitan recolectar 14,44 muestras, es decir $n = 14$.
- Maquipucuna: cuenta con aproximadamente 35 individuos por lo tanto se necesitan recolectar 32,08 muestras, es decir $n = 32$.

- Guayllabamba: cuenta con 2 individuos por lo tanto se necesitan recolectar 1,99 muestras, es decir $n = 2$.
- San Martín: cuenta con 4 individuos por lo tanto se necesitan recolectar 3,98 muestras, es decir $n = 4$.
- Iltífo: cuenta con 2 individuos por lo tanto se necesitan recolectar 1,99 muestras, es decir $n = 2$.

Recolección de muestras según la unidad de muestreo

Cada unidad de muestreo presenta diferente ubicación, clima, número de animales y manejo de estos. Es por ello que en cada una se empleó diferente metodología para recolectar las muestras.

Hacienda Zuleta

Para poder recolectar las muestras en Zuleta, se coordinó con Ximena Pazmiño y Yann Potaufeu, biólogo encargado de todos los proyectos que se llevan a cabo en Zuleta. Con ellos se estableció que las muestras debían ser recolectadas en tres lugares, ya que en estos hay continuos avistamientos de osos y presencia de cámaras trampa:

- Plataforma de alimentación: ubicada al final del valle de San Pedro, se coloca 1 vez a la semana, frutas o vísceras de truchas para atraer a los osos y poder identificarlos con la cámara trampa mientras se alimentan.
- Sendero del Zancudo.
- Sendero del Oso.

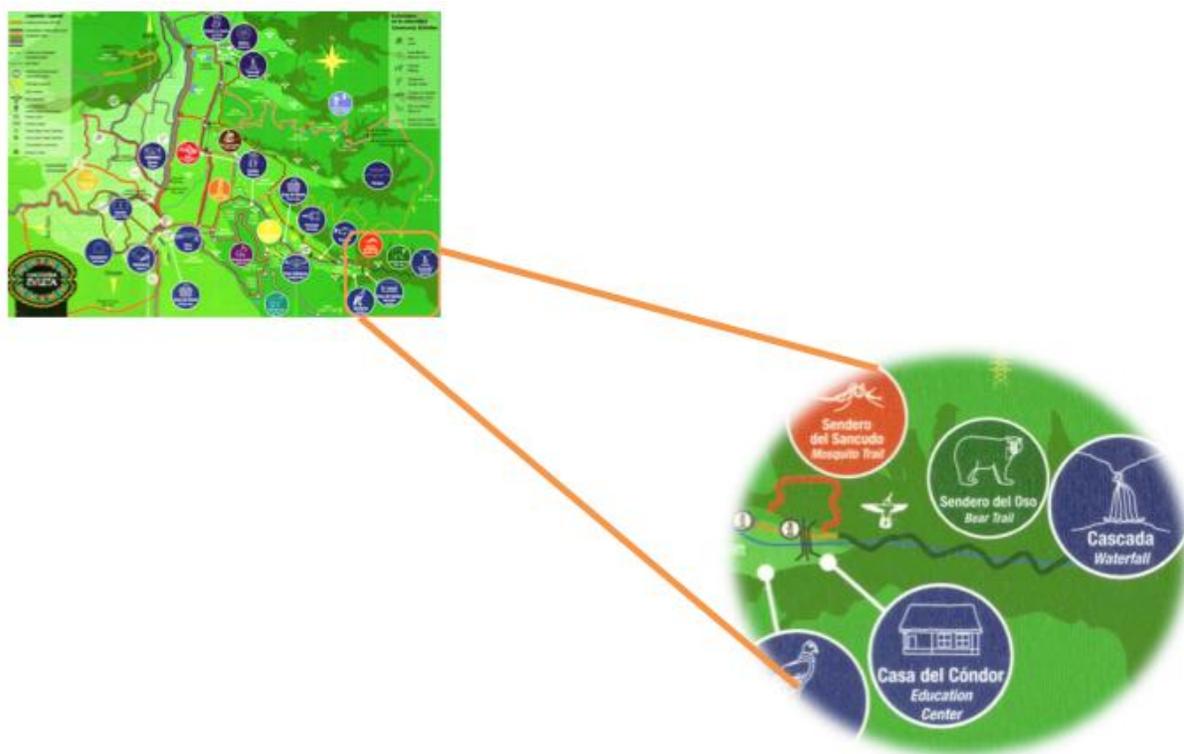


Figura 6. Mapa de Zuleta donde se observan los senderos. En el recuadro naranja se encuentran los lugares donde se recolectaron las muestras: plataforma de alimentación (cerca de la Casa del Cóndor), Sendero del Sancudo y Sendero del Oso.

Debido a que Yann, como parte de su trabajo, debe recorrer semanalmente los tres sitios, se ofreció a recolectar las muestras y por medio de Ximena llevarlas al laboratorio del HDEV USFQ los días viernes.

El día viernes 8 noviembre de 2013, se realizó la primera visita con el objetivo de recolectar muestras y hacer los cambios necesarios en el procedimiento de recolección. Primero se identificaron los frascos empleados para tomar las muestras, se los enumeró y se explicó a Yann la metodología de recolección de muestras. Es decir, se debía poner la mitad de la muestra en el frasco con formol y la otra mitad en una funda hermética de sellado por cierre. Completada esta capacitación se procedió a subir a la

plataforma de alimentación, la cual se encuentra a 30 minutos de caminata desde las jaulas de los cóndores, llegando a una altura de 3000 msnm. Este día se consiguió la primera muestra, se la transportó en un medio de refrigeración y se la mantuvo así hasta el día lunes que fue entregada al laboratorio del HDEV USFQ.

Reserva Ecológica Maquipucuna

Para poder recolectar las muestras en Maquipucuna, se coordinó vía mail con Rebeca Justicia (propietaria y directora ejecutiva).

Maquipucuna es una reserva empleada como lugar de alimentación por los osos de anteojos cuando florece un árbol de la zona conocido como aguacatillo. La floración y por ende la aparición de los osos normalmente se espera desde el mes de agosto; sin embargo, en el 2013 comenzaron a descender los primeros osos en diciembre. Razón por la cual, la primera visita se realizó un día después del primer avistamiento.

Al ser una reserva turística, la recolección de las muestras dependía de los turistas, ya que ellos solicitaban los guías para recorrer los senderos y realizar los avistamientos de los osos en el bosque. Es por este motivo, que la estadía en Maquipucuna fue de una semana, no visitas diarias.

El proceso de recolección se realizó de la siguiente manera: la primera actividad en la reserva fue el avistamiento de pájaros el cual se realizaba a las 6 am. A pesar de que en esta actividad se observaban pájaros, se caminó por senderos del bosque en donde se podían observar árboles en los que se alimentan los osos. Durante el resto del día el número de caminatas dependía del número de turistas y de la precipitación.

Durante las caminatas en los senderos, dos veces se pudieron avistar osos a pocos metros y la mayoría de veces se identificaron camas de los osos en los árboles.



Figura 7. Mapa de Maquipucuna donde se observan los senderos. Las muestras se encontraron en el sendero del humedal.

Cuando no habían turistas, se acompañaba a los guías a limpiar senderos o buscar osos, en busca de más muestras; ya que el bosque cambia todos los días.



Figura 8. Heces de oso con semillas de aguacatillo, en la base de uno de los árboles en la Reserva Maquipucuna.

La última visita duró dos días porque durante el fin de semana ya no se encontraron signos de presencia de los osos: observación directa, signos de alimentación, camas, muestras de garras en los troncos de los árboles (Barrera, 2014).

Durante la permanencia en la reserva, las muestras se mantenían refrigeradas y al regreso se transportaban en refrigeración hasta llevarlas al laboratorio para ser procesadas.

Zoológico de Quito en Guayllabamba

Para poder recolectar las muestras en el zoológico, se tuvo una reunión con Juan Manuel Carrión (director ejecutivo).

La dinámica en el zoológico para la recolección de las muestras debía ir junto con el proceso de alimentación y limpieza de los cubiles. Estas actividades se realizan en las mañanas a las 9 am, antes de sacar a los animales al encierro para ser observados por los visitantes. Debido a que hay 2 osos se tomó 1 muestra por animal, de su respectivo cubil en cada visita.

El procedimiento de recolección fue el siguiente: se llegaba al zoológico a las 8:30 y se esperaba que el zoocuidador encargado, Byron, abra la puerta de ingreso a los cubiles. Mientras se preparaba el material para recolectar las muestras, él ponía el alimento de los osos afuera en el encierro. Posteriormente, se abría la puerta de cada cubil para que los osos salgan a alimentarse. En ese momento se tomaban las muestras y fotografías antes de la limpieza del cubil.

Las muestras obtenidas, se transportaban en un cooler directamente al laboratorio del HDEV USFQ para ser procesadas.

Eco Zoológico San Martín

Para poder recolectar las muestras en el zoológico, se coordinó vía telefónica con Orlando Vega (propietario y director ejecutivo).

Este zoológico cuenta con 4 osos y se tomaron 2 muestras en cada visita. La dinámica de recolección fue la siguiente: las actividades de limpieza y alimentación comienzan a las 7 am. Primero, las personas que entraban al encierro lo hacían con escobas y baldes de agua, como protección. A continuación, se procedía a distraer a los osos lanzándoles pan y el alimento disponible en un solo lugar con el fin de agruparlos. Finalmente, mientras unos cuidadores alimentaban a los osos, otros buscaban las

muestras por el encierro. Una vez obtenidas las muestras estas se transportaban en refrigeración hasta entregarlas al laboratorio.

Centro de rescate Ilitío

Para poder recolectar las muestras en Ilitío, se coordinó vía mail con Sebastián Kohn (propietario y director).

La toma de muestras se realizó a las 8 pm y la dinámica fue la siguiente: se caminó en completo silencio y sin luz hasta donde se encuentra la jaula de los oseznos. Una vez cerca de la jaula, se procedió a camuflar nuestro olor, al emplear como poncho un cuero de vaca. A continuación, el cuidador abría la jaula y se entraba a esta. El cuidador ponía el alimento y cuidaba mientras se buscaban las muestras, ya que los osos podían atacar. Una vez obtenidas las heces, estas se transportaban a Quito en refrigeración y el lunes se entregaban en el laboratorio.

Procesamiento de las muestras

Laboratorio del HDEV USFQ

La composición macroscópica de las heces se observó en el lugar de la recolección de las muestras. Mientras que, en el laboratorio se realizó el análisis coproparasitológico, con el fin de identificar los parásitos de los osos.

Después de analizar la primera muestra de Zuleta con formol y sin formol, se observó que a pesar de que la literatura recomienda el formol, hay mejores resultados

sin este. Por lo que todas las muestras tomadas después de esta, fueron sin formol. Y transportadas siempre en refrigeración.

Laboratorio de Nutrición Animal de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad Central

En este laboratorio se realizó el análisis químico proximal de las heces, con el fin de comparar entre lugares la alimentación de los osos. Con este análisis se obtiene el porcentaje de: materia seca, ceniza, proteína, grasa, fibra, extractos no nitrogenados y energía.

Para el proceso en el que se someten las muestras se necesitan mínimo 80 gr (Portilla, 2014) y debido que se buscaba un resultado por unidad de muestreo, mas no por individuo, se unieron algunas muestras de cada lugar.

- Guayllabamba: 1 y 2 (Suro), 3 y 4 (Pablo).
- Maquipucuna: 3 y 6.
- Zuleta: 3, 4 y 5.
- Ilitío: 1 y 2.
- San Martín: 3 y 4.



Figura 9. Grupo de muestras empleadas para el análisis proximal.

Análisis estadístico

Esta es una investigación aplicada de carácter cuasi experimental. En donde el estudio es exploratorio por la falta de literatura sobre la parasitosis y la composición de las heces del Oso Andino. A su vez, es de tipo cualitativo porque se van a describir los hallazgos (tanto el género de los parásitos como las características de la materia fecal), y cuantitativo porque se va a determinar la cantidad de cada componente en las muestras (por ejemplo el porcentaje de fibra).

Finalmente, los datos obtenidos del examen proximal fueron analizados mediante la prueba de Chi-cuadrado de bondad de ajuste, empleando el programa Excel 2010 con un 95% de confianza y 5% de error. Con el objetivo de determinar si la alimentación brindada en las diferentes unidades de muestreo variaba significativamente.

Resultados

Examen coproparasitoscópico

Tabla 3. Resultados exámen coproparasitoscópico.

# Muestra	Unidades de muestreo				
	Zuleta	Maquipucuna	Guayllabamba	San Martín	Ilitio
1	<i>Ancylostoma spp</i>	<i>Ascaris spp</i>	--	<i>Entamoeba spp</i>	--
2	--	--	--	<i>Entamoeba spp</i>	--
3	<i>Coccidia spp</i>	--	--	<i>Entamoeba spp</i>	--
4	--	--	--	<i>Entamoeba spp</i>	--
5	<i>Coccidia spp</i>	--			
6	--	--			
7	--				
8	--				
9	--				
10					

*Blanco: datos no existentes

*Guión: datos negativos



Figura 10. *Ancylostoma spp.* Huevo embrionado, se observa la larva en su interior. Muestra de heces proveniente de Zuleta.



Figura 11. *Coccidia spp.* Muestra de heces proveniente de Zuleta.

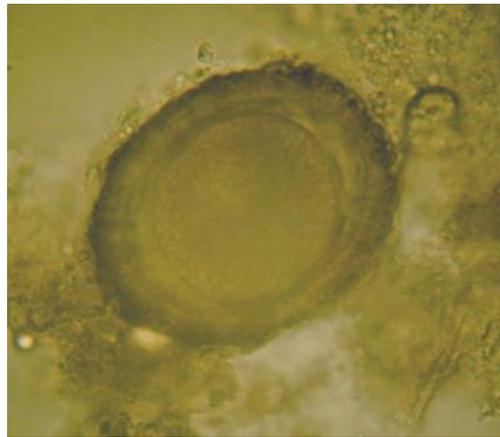


Figura 12. *Ascaris spp.* Muestra de heces proveniente de Maquipucuna.



Figura 13. *Entamoeba spp.* (flecha). Muestra de heces proveniente de San Martín.

Discusión

La metodología empleada en esta investigación permitió comparar la presencia/ausencia de parásitos, junto con la composición de la materia fecal tanto de osos en libertad (aquellos en las reservas de Maquipucuna y Zuleta) como aquellos que se encuentran en cautiverio (San Martín, Guayllabamba e Ilitío).

A pesar, de que el calculo del tamaño de la muestra, indicaba que se debían tomar 32 muestras en Maquipucuna, no se cumplió debido a que la temporada de osos fue sumamente corta. Según Barrera (2014), esta ha sido la temporada más corta desde el 2009 y se debe a que hubo poca fruta. De igual manera, en Zuleta se debían tomar 14 muestras; sin embargo, se tomaron 9, debido a la presencia esporádica de individuos.

En el Eco Zoológico San Martín, no se pudieron realizar entrevistas debido a que no se encontraban las personas que podían proveer información sobre los osos. Sin embargo, se obtuvo vía mail la información que se solicitó. Por otro lado, este zoológico cuenta con 4 individuos, por lo que hubiera sido óptimo tomar una muestra por cada animal. Sin embargo, el manejo no lo permitió, ya que los osos pasan todo el tiempo en el encierro y no entran a los cubiles. Al estar libres por el encierro y no haber protección para las personas que ingresan a este, la recolección de las muestras la realizó uno de los cuidadores.

El centro de rescate Ilitío mantiene a dos oseznos rescatados; razón por la cual, para la toma de muestra se debía tratar de no alterar el trabajo que se ha venido realizando para su liberación. Es así, que la recolección de las muestras debía realizarse cuando se alimenta a los osos, porque es el único momento en el que estos animales tienen contacto con los cuidadores.

Al ser los horarios de alimentación a las 8 pm o a las 5 am, se escogió el primer horario para llegar antes y poder tener luz para tomar fotos y realizar la entrevista.

Parásitos

De acuerdo a los coproparasitarios realizados, de las 27 muestras recolectadas (Zuleta n = 9, Maquipucuna n = 6, Guayllabamba n = 4, San Martín n = 4, Ilitío n = 4), solo en 8 se encontraron parásitos (helmintos y protozoarios); es decir en el 29,6% de las muestras. En Zuleta se encontraron un nemátodo y un protozoario (*Ancylostoma spp* y *Coccidia spp*), en Maquipucuna un nemátodo (*Ascaris spp*); y en San Martín un protozoario (*Entamoeba spp*).

En el Eco Zoológico San Martín la presencia de *Entamoeba spp* se puede deber a la “piscina” en el encierro, de la cual toman agua los animales y no se la cambia a menudo. De igual manera, el *Ancylostoma spp*, encontrado en Zuleta, está asociado a época de lluvias, por lo que cualquier fuente de agua, por ejemplo un charco, contaminado con heces puede ser la fuente de contagio.

Por otro lado, en los coproparasitarios del Zoológico de Guayllabamba y de Ilitío no se encontraron parásitos. En el Centro de Rescate Ilitío la ausencia de parásitos puede deberse a la desparasitación que se dio a los oseznos cuando estos llegaron al centro de rescate (Reinoso, 2014). De igual manera, como se mencionó anteriormente, en el Zoológico de Guayllabamba, se cumple con un plan sanitario por lo que se lleva a cabo una desparasitación continua cada 6 meses. Y los fármacos empleados (febendazol, prazicuantel, ivermectina) son desparasitantes de amplio espectro contra nemátodos, fasciolas y gusanos planos.

Composición química de las heces

La prueba no paramétrica de Chi-cuadrado se empleó para comparar el porcentaje de cada elemento (materia seca, ceniza, proteína, grasa, fibra, extracto no nitrogenado y energía) del análisis proximal entre las unidades de muestreo, libertad v. cautiverio (Tabla 5).

Los Chi-cuadrados de: materia seca ($p=0.9549$), ceniza ($p=0.3179$), proteína ($p=0.9484$), grasa ($p=0.7596$), fibra ($p=0.9513$), y extracto no nitrogenado ($p=0.9249$); indican, que no hay una evidencia significativa, de que hay alguna diferencia en la cantidad de estos elementos, en la dieta de los animales en cautiverio en relación a la que obtienen los animales en libertad. Estos resultados pueden deberse al escaso número de muestras; sin embargo, debe considerarse que conseguir muestras de animales en peligro de extinción, es sumamente complicado por el reducido número de individuos en libertad. Además, en el caso de Maquipucuna, los animales defecan mientras se alimentan en los árboles a 20 m del suelo, por lo que las heces al caer se dispersan y sumado a las fuertes lluvias, la mayoría de veces no se encontraban muestras. Por otro lado, se debe tomar en cuenta que al analizar los porcentajes individuales de cada elemento en cautiverio, y compararlos con los de las reservas, se puede inferir que tal vez las porciones y variedad de los frutos que se administran en cautiverio no son las adecuadas.

Por otro lado, el Chi-cuadrado de la cantidad de energía en la dieta indicó que sí hay diferencia de este elemento entre las dietas ofrecidas en cautiverio, a las que se obtienen en libertad. Sin embargo, se debe observar que el valor tan elevado de energía en Maquipucuna (Tabla 4, Anexo 4) puede deberse a que en su dieta se incluye el aguacatillo, el cual tiene un alto contenido de grasa y no está siendo ingerido por los otros osos. Además, se debe

considerar que los animales en cautiverio no necesitan la misma cantidad de este elemento que los animales en libertad. Debido al reducido espacio que tienen para moverse y las pocas actividades que realizan. Una estudio comparativo sobre la dieta de lémures en cautiverio y libertad, indica que los animales en libertad tienen una ingestión entre 260 y 342 kcal; mientras que los lémures en cautiverio tienen una ingestión de 260 kcal/día (Sterling, Dierenfeld, Ashbourne, & Feistner, 1994).

Otros hallazgos

Debido a que la dieta de los osos en cautiverio difiere tanto en cantidad como en variedad de las dietas de osos en libertad, la apariencia física de las heces es muy diferente. En cuanto a los osos en libertad, las heces encontradas tienden a ser de colores verde claro o amarillento, y su olor es a plantas. Por otro lado, las heces tomadas en los zoológicos, especialmente, son de color anaranjado o amarillo oscuro, y tienen un olor muy fuerte y desagradable.

De acuerdo al estudio establecido por Troya (2001), el color de las heces varía por las plantas que habían ingerido los animales, siendo:

- Amarillas: ingestión de bromelias y poaceas
- Pálidas: ingestión de alto contenido de fibra
- Moradas rojizas: ingestión de frutos de este color

Según esto podemos confirmar que el color verde claro y amarillo pálido de las heces de osos en libertad se debe a que se alimentan de bromelias. Y el color anaranjado de las heces de osos en cautiverio se debe a las frutas que se les da en la dieta.

Conclusiones

No se poseía información y no se habían realizado estudios sobre la carga parasitaria y la composición de la materia fecal en el Oso Andino. Sin embargo, con este estudio se creó una línea base sobre estos temas.

Se pudieron obtener parásitos en los dos lugares que los osos en libertad emplean como fuente de alimento, se encontraron *Ancylostoma spp*, *Coccidia spp* y *Ascaris spp*. De igual manera, en uno de los zoológicos (San Martín) se identificó un protozoario (*Entamoeba spp*). Por otro lado, en el zoológico de Quito en Guayllabamba y en el centro de rescate Ilitío no se identificaron parásitos posiblemente debido al uso de desparasitantes.

Finalmente, en cuanto al análisis químico de las heces se obtuvieron resultados no significativos estadísticamente ($p > 0,05$), por lo que se determinó que no existe diferencia en cuanto al contenido químico de las dietas brindadas en cada lugar. Solo se observó diferencia significativa en cuanto a la energía de las dietas.

Recomendaciones

Con el fin de continuar con la línea de investigación, se recomienda realizar estudios en donde se complemente la información con los parásitos encontrados en las zonas aledañas a sitios donde habitan los osos, por el riesgo de encontrar parásitos de carácter zoonótico.

En los estudios realizados en varias especies de úrsidos se han encontrado en su mayoría nemátodos y céstodos, razón por la cual en este estudio se empleó una la solución de flotación que permite observar los huevos de estos parásitos. Sin embargo, se sugiere para estudio futuros, también emplear soluciones que permitan buscar otros parásitos como por ejemplo tremátodos.

Por motivos de logística, acceso y tiempo no se pudieron visitar otros lugares que cuenten con osos en cautiverio, o donde han habido avistamientos de osos en libertad. Por lo que se recomienda realizar otro estudio en el que se abarquen estos lugares. Por ejemplo: el zoológico de Cuenca, Reserva Ecológica Cayambe-Coca, Reserva Ecológica Cotacachi-Cayapas, Reserva Ecológica Antisana, Parque Nacional Sumaco-Galeras, Parque Nacional Llanganates, Parque Nacional Sangay, Parque Nacional Cajas y el Parque Nacional Podocarpus.

De igual manera al ser un estudio intencionado, se especificó un número determinado de muestras a recolectar, el cual no se pudo cumplir en las reservas. Por este motivo, se

recomienda alargar el tiempo del estudio a 1 o 2 años. De esta manera, se podrían recolectar mayor número de muestras e incluso comparar entre los hallazgos de cada año.

A pesar de que los resultados del análisis proximal no demostraron una diferencia significativa en la dieta brindada a los osos en las diferentes unidades de muestreo, se recomienda verificar las porciones e ingredientes de las dietas, en especial las brindadas en los dos zoológicos.

Finalmente, se recomienda al zoológico San Martín realizar un análisis de la “piscina” en el encierro, con el fin de confirmar si esta es la fuente de la parasitosis. Por otro lado, se sugiere emplear otro tipo de antiparasitarios, ya que la presentación en tabletas del producto dificulta su administración a los osos; y debido a que no se usan los cubiles, no se podría controlar la cantidad que se administra a cada individuo. De igual manera, se recomienda no quedarse con dicho fármaco, debido que puede estar causando resistencia, se debería cambiar a otro de la misma familia.

Referencias bibliográficas

- Andeanbear.org. (8 de October de 2013). *Andean bear foundation*. Retrieved 27 de June de 2013 from <http://www.andeanbear.org/>
- Anónimo. (2013). Retrieved 21 de July de 2013 from <http://fyna.criba.edu.ar/wp/wp-content/uploads/2013/05/Clase-2-Evaluaci%C3%B3n-de-Alimentos-2013.pdf>
- Arias, P. (12 de February de 2014). Entrevista cuidado y manejo de los osos de anteojos Zoológico de Guayllabamba.
- Azurdoy, C. (2000). *Variación y composición alimentaria del Oso Andino (Tremarctos ornatus cuvier) en época seca y lluviosa en la cuenca alta del Río Cañón y zonas adyacentes*. Bolivia.
- Barrera, A. (15 de January de 2014). Entrevista avistamientos de osos en Maquipucuna.
- Bracho, A. (2002). *Guía para el mantenimiento de Osos Andinos (Tremarctos ornatus) en cautiverio*. Guía.
- Campaña, J. (1992). *Estudio de los patrones de floración, biología floral y relación con los polinizadores del género Nectandra (Lauraceae) en la reserva florística "Río Guajalito"*. Quito.
- Castellanos, A. (2011). Andean bear home ranges in the Intag region, Ecuador. *Ursus* , 65-74.
- Castellanos, A. (2004). *Intag Andean bear project update*. International Bear News.
- Castellanos, A., Altamirano, M., & Tapia, G. (2005). Ecología y comportamiento de osos andinos reintroducidos en la reserva biológica Maquipucuna, Ecuador: implicaciones en conservación. *Politécnica* .
- Castellanos, A., Arias, L., Jackson, D., & Castellanos, R. (2010). Hematological and serum biochemical values of Andean bears in Ecuador. *Ursus* , 115-120.
- Castellanos, A., Cevallos, J., Laguna, A., Achig, L., Viteri, P., & Molina, S. (2010). *Estrategia nacional de conservación del Oso Andino*. Quito: Anyma.
- CDC. (2 de November de 2010). *Amebiasis*. Retrieved April de 2014 from <http://www.cdc.gov/parasites/amebiasis/>
- CDC. (10 de January de 2013). *Ascariasis*. Retrieved April de 2014 from <http://www.cdc.gov/parasites/ascariasis/index.html>

- CDC. (10 de January de 2013). *Hookworm*. Retrieved April de 2014 from <http://www.cdc.gov/parasites/hookworm/>
- Conflictos de los sistemas productivos con la biodiversidad. Estudio de caso. Depredación ha ganado vacuno por oso andino (*Tremarctos ornatus*) en la cuenca del Río Cosagna. Contribuciones de la investigación participativa al desarrollo sustentable de las comunidades de Montaña, Cantón Quijos, Napo, Ecuador. (2005).
- Crum, J., Nettles, V., & Davidson, W. (1978). Studies on endoparasites of the Black Bear (*Ursus americanus*) in the southeastern United States. *Journal od Wildlife Diseases* , 178-186.
- Ecuador, F. Z. (2014). *Quito Zoo*. Retrieved April de 2014 from <http://www.QUITOOZOO.ORG>
- Ecuador, M. d. (2007). *Plan de manejo de la Reserva Ecológica Cotacachi Cayapas*. Dirección de Área Naturales, Quito.
- Espinosa, S., & Jacobson, S. (2012). Human-wildlife conflict and environmental education: Evaluating a community program to protect the Andean bear in Ecuador. *The Journal of Environmental Education* , 55-65.
- Estrada, W. (12 de February de 2014). Entrevista asistente de nutrición Zoológico de Guayllabamba.
- Figueroa, J. (2012). Presencia del Oso Andino *Tremarctos ornatus* (carnivora:ursidae) en el bosque tropical amazónico del Perú. *Acta Zoológica Mexicana* , 594-606.
- Figueroa, J., & Stucchi, M. (2002). *Situación actual del Oso Andino en el santuario histórico de Machu Picchu y zonas adyacentes*. Cusco: Asociación Ucumari.
- García-Rangel, S. (2012). Andean bear *Tremarctos ornatus* natural history and conservation. *Mammal Rev* , 85-119.
- Gau, R., Kutz, S., & Elkin, B. (1999). Parasites in Grizzly bears from central Canadian artic. *Journal od Wildlife Diseases* , 618-621.
- Goldstein, I. (1990). *Dsitribución y hábitos alimentarios del Oso Frontino, Tremarctos ornatus en Venezuela*. Universidad Simón Bolívar, Caracas.
- Goldstein, I. (1991). Spectacled bear predation and feeding on livestock in Venezuela. *Studi. Neotrop. Faun. Environ* , 231-235.
- Goldstein, J., Velez-Liendo, X., Paisley, S., & Garshelis, D. (2012). *IUCN Red LIst of threatened species: Tremarctos ornatus*. Retrieved 28 de October de 2013 from <http://www.iucnredlist.org/details/22066/0>

- Hotez, P., Brindley, P., Bethony, J., King, C., Pearce, E., & Jacobson, J. (2008). Helminth infections: the great neglected tropical diseases. *J. Clin. Invest.* , 1311-1321.
- Iza, M. (March de 2014). Entrevista metodología coproparasitario laboratorio HDEV USFQ.
- Luna, R. (March de 2014). Entrevista manejo y alimentación de los osos de anteojos Zoológico San Martín.
- Maquipucuna. (2013). *Maquipucuna*. Retrieved April de 2014 from <http://www.maqui.org/where-we-work/maquipucuna-reserve>
- Molina, S. (2012). *Análisis preliminar de la dinámica poblacional y amenazas del oso andino (Tremarctos ornatus) al nor-occidente del Distrito Metropolitano de Quito (DMQ)-Ecuador*. Quito.
- Mora, I. (1991). *Nutrición animal*. Costa Rica: Editorial Universidad Estatal a Distancia.
- NWHC. (24 de April de 2014). *Field Manual of Wildlife Diseases General Field Procedures and Diseases of Birds*. Retrieved April de 2014 from National Wildlife Health Center: http://www.nwhc.usgs.gov/publications/field_manual/chapter_26.pdf
- Paisley, S. (2001). *Andean bears and people in Apolobamba, Bolivia: culture, conflict and conservation*. Durrell Institute of Conservation and Ecology. University of Kent.
- Paisley, S., & Garshelis, D. (2006). Activity patterns and time budgets of Andean bears (*Tremarctos ornatus*) in the Apolobamba Range of Bolivia. *Journal of Zoology* , 25-34.
- Portilla, A. (March de 2014). Entrevista proceso del análisis proximal.
- Potaufeu, Y. (20 de February de 2014). Entrevista proyecto Oso Andino en Zuleta.
- Reinoso, M. (15 de February de 2014). Entrevista manejo y dieta de los osos en la Hacienda Ilitío.
- Ríos, B., Wallace, R., Aranibar, H., & Veitch, C. (2001). Evaluación de mamíferos medianos y grandes en el bosque semideciduo del Alto Tuichi (PN y ANMI, Depto. La Paz). *Ecol* , 31-38.
- Ríos-Uzeda, B., Gómez, H., & Wallace, R. (2006). Habitat preferences of the Andean bear (*Tremarctos ornatus*) in the Bolivian Andes. *Journal of Zoology* , 271-278.
- Rogers, L., & Rogers, S. (1974). Parasites of bears: a review. *Third international conference on bears*, (pp. 411-430).

- Rumiz, D., Eulert, C., & Arispe, M. (1999). Situación del oso Andino (*Tremarctos ornatus*), en los parques nacionales Amboró y Carrasco, Bolivia. *Manejo y conservación de fauna silvestre en América Latina* , 375-381.
- Sixtos, C. (2010). *Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitológicos*. Virbac.
- Sterling, E., Dierenfeld, E., Ashbourne, C., & Feistner, A. (1994). Dietary intake, food composition and nutrient intake in wild and captive populations of *Daubetonia madagascariensis*. *Folia Primatol* , 115-124.
- Suárez, L. (1985). *Hábitos alimenticios y distribución estacional del oso de anteojos Tremarctos ornatus, en el páramo suroriental del volcán Antisana, Ecuador*. Quito.
- Troya, M. (2001). *Hábitos alimentarios del oso andino (Tremarctos ornatus) en diferentes formaciones vegetales de la cuenca del río Oyacachi, Reserva Ecológica Cayambe-Coca*. Quito.
- Uribarren, T. (11 de February de 2014). *Departamento de Microbiología y Parasitología - Recursos en Parasitología*. Retrieved April de 2014 from UNAM: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/ascariosis.html>
- Vargas, R., & Azurdoy, C. (2006). Nuevos registros de distribución del oso andino (*Tremarctos ornatus*) en el Departamento de Trija, el registro más austral en Bolivia. *Mastozoología Neotropical* , 137-142.
- Velez, X., & Azurdoy, C. (2000). Análisis de hábitat y composición alimentaria estacional del Oso Andino en la cuenta Alta del Río Cañón Cochabamba, Bolivia. *UKUKU* , 1-3.
- Vignau, M., Venturini, L., Romero, J., Eiras, D., & Basso, W. (2005). *Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. Buenos Aires: Editorial Universidad Nacional de La PLata.
- Worley, D., Fox, J., Winters, J., Jacobson, R., & Greek, K. (1974). Helminth and arthropod parasites of Grizzly and Black bears in Montana and adjacent areas. *Third international conference on bears* .
- Zajac, A., & Conboy, G. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology* (8th ed.). Iowa: Wiley-Blackwell.

Zhang, L., Yang, X., Wu, H., Gu, X., Hu, Y., & Wei, F. (2011). The parasites of giant pandas: individual-based measurement in wild animals. *Journal of Wildlife Diseases*, 164-171.

Zuleta, H. (2013). Retrieved April de 2014 from <http://zuleta.com/andean-condor-huasi-project/>

Anexos

Anexo 1

Anexo 1. Visitas realizadas a cada sitio de muestreo.		
Sitio de muestreo	Fecha	Actividad
Hacienda Zuleta	Viernes 8 de noviembre	Recolección de muestras y ajustes en metodología
	Martes 4 de febrero	Recolección de muestras
	Jueves 20 de febrero	Recolección de muestras y entrevista Yann (aspectos generales de Zuleta y proyecto de los osos)
	Sábado 15 de marzo	Recolección de muestras
Reserva Ecológica Maquipucuna	3 - 4 de enero	Recolección de muestras
	7 - 10 de enero	Recolección de muestras
	14 - 15 de enero	Recolección de muestras y entrevista Arsenio Barrera (aspectos generales, avistamientos, aguacatillo)
Zoológico de Guayllabamba	Miércoles 5 de febrero	Recolección de muestras
	Miércoles 12 de febrero	Entrevista Pablo Arias (veterinario zoológico) y Wilson Estrada (asistente de nutrición)
	Jueves 13 de febrero	Recolección de muestras
Eco Zoológico San Martín	Jueves 27 de febrero	Recolección de muestras
	Jueves 6 de marzo	Recolección de muestras
Centro de rescate Iltío	Sábado 15 de febrero	Recolección de muestras y entrevista Marcelo Reinoso (cuidador de los osos)
	Sábado 22 de febrero	Recolección de muestras

Anexo 2

Anexo 2. Visitas realizadas al laboratorio de nutrición.	
Fecha	Actividad
Martes 25 de febrero	Se dejaron las muestras de Guayllabamba, Maquipucuna, Zuleta e Ilitío
Lunes 10 de marzo	Se dejaron las muestras de San Martín
Miércoles 19 de marzo	Se retiraron los resultados y se realizó entrevista a Arnulfo Portilla (Licenciado a cargo del laboratorio)

Anexo 3



UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR
 FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS
 LABORATORIO DE NUTRICIÓN ANIMAL
 Teléfono: 2552 728 – 2528 704 Ext: 8



REPORTE DE ANÁLISIS

Propietario: Srta. Gabriela Luzuriaga **Nro. Ingreso:** 175
Remitente: Dr. Lenin Vinuesa **Nro. Reporte:** 0014
Dirección: Cumbayá-Quito-Pichincha **Fecha de Ingreso:** 25-02-2014
Institución: USFQ **Fecha de Entrega:** 19-03-2014
Muestra: HECES DE OSO (Zuleta)

RESULTADOS ANALÍTICOS

Parámetro	Unidad	Valor
Materia seca	%	17,5
Ceniza	%	11,4
Proteína	%	7,20
Grasa	%	3,6
Fibra	%	28,7
Extractos no nitrogenados*	%	49,1
Energía*	Kcal/100g	257,8

Resultados reportados en base a materia seca

*Valor obtenido mediante cálculo

Quím. Arnulfo Portilla N.
 RESPONSABLE DEL LABORATORIO
 DE NUTRICIÓN ANIMAL



80 AÑOS



Anexo 4



UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS



LABORATORIO DE NUTRICIÓN ANIMAL
Teléfono: 2552 728 – 2528 704 Ext: 8

REPORTE DE ANÁLISIS

Propietario: Srta. Gabriela Luzuriaga **Nro. Ingreso:** 174
Remitente: Dr. Lenin Vinuesa **Nro. Reporte:** 0014
Dirección: Cumbayá-Quito-Pichincha **Fecha de Ingreso:** 25-02-2014
Institución: USFQ **Fecha de Entrega:** 19-03-2014
Muestra: HECES DE OSO (Maquipucuna)

RESULTADOS ANALÍTICOS

Parámetro	Unidad	Valor
Materia seca	%	31,4
Ceniza	%	3,2
Proteína	%	9,4
Grasa	%	18,3
Fibra	%	10,2
Extractos no nitrogenados*	%	58,9
Energía*	Kcal/100g	438,2

Resultados reportados en base a materia seca

*Valor obtenido mediante cálculo


 Quím. Arnulfo Portilla N.
**RESPONSABLE DEL LABORATORIO
DE NUTRICIÓN ANIMAL**



Anexo 5



UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR
 FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS
 LABORATORIO DE NUTRICIÓN ANIMAL
 Teléfono: 2552 728 – 2528 704 Ext: 8



REPORTE DE ANÁLISIS

Propietario: Srta. Gabriela Luzuriaga **Nro. Ingreso:** 176
Remitente: Dr. Lenin Vinuesa **Nro. Reporte:** 0014
Dirección: Cumbayá-Quito-Pichincha **Fecha de Ingreso:** 25-02-2014
Institución: USFQ **Fecha de Entrega:** 19-03-2014
Muestra: HECES DE OSO (Guayllabamba)

RESULTADOS ANALÍTICOS

Parámetro	Unidad	Valor
Materia seca	%	13,8
Ceniza	%	16,3
Proteína	%	9,6
Grasa	%	6,1
Fibra	%	27,4
Extractos no nitrogenados*	%	40,7
Energía*	Kcal/100g	255,7

Resultados reportados en base a materia seca

*Valor obtenido mediante cálculo


 Quím. Arnulfo Portilla N.
 RESPONSABLE DEL LABORATORIO
 DE NUTRICIÓN ANIMAL



Anexo 6



UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS

LABORATORIO DE NUTRICIÓN ANIMAL
Teléfono: 2552 728 – 2528 704 Ext: 8



REPORTE DE ANÁLISIS

Propietario: Srta. Gabriela Luzuriaga **Nro. Ingreso:** 178
Remitente: Dr. Lenin Vinuesa **Nro. Reporte:** 0014
Dirección: Cumbayá-Quito-Pichincha **Fecha de Ingreso:** 25-02-2014
Institución: USFQ **Fecha de Entrega:** 19-03-2014
Muestra: HECES DE OSO (San Martín)

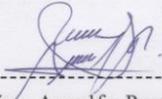
RESULTADOS ANALÍTICOS

Parámetro	Unidad	Valor
Materia seca	%	20,1
Ceniza ^Ω	%	45,9
Proteína	%	9,5
Grasa	%	3,2
Fibra	%	13,0
Extractos no nitrogenados*	%	28,4
Energía*	Kcal/100g	179,9

Resultados reportados en base a materia seca

^ΩAlto valor debido a presencia de arena

*Valor obtenido mediante cálculo


 Quím. Arnulfo Portilla N.
**RESPONSABLE DEL LABORATORIO
 DE NUTRICIÓN ANIMAL**



Anexo 7



UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR
 FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS
 LABORATORIO DE NUTRICIÓN ANIMAL
 Teléfono: 2552 728 – 2528 704 Ext: 8



REPORTE DE ANÁLISIS

Propietario: Srta. Gabriela Luzuriaga **Nro. Ingreso:** 177
Remitente: Dr. Lenin Vinueza **Nro. Reporte:** 0014
Dirección: Cumbayá-Quito-Pichincha **Fecha de Ingreso:** 25-02-2014
Institución: USFQ **Fecha de Entrega:** 19-03-2014
Muestra: HECES DE OSO (Ilitio)

RESULTADOS ANALÍTICOS

Parámetro	Unidad	Valor
Materia seca	%	14,8
Ceniza	%	17,4
Proteína	%	17,5
Grasa	%	4,3
Fibra	%	10,0
Extractos no nitrogenados*	%	50,8
Energía*	Kcal/100g	311,4

Resultados reportados en base a materia seca

*Valor obtenido mediante cálculo

Quím. Arnulfo Portilla N.
**RESPONSABLE DEL LABORATORIO
 DE NUTRICIÓN ANIMAL**



80 AÑOS

