

UNIVERSIDAD NACIONAL
SISTEMA DE ESTUDIOS DE POSGRADO
INSTITUTO INTERNACIONAL EN CONSERVACION
Y MANEJO DE VIDA SILVESTRE

PRESENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN LA DANTA
CENTROAMERICANA (*Tapirus bairdii*) Y LA RELACIÓN DE LA COMPOSICIÓN DE
PARÁSITOS EN SUS LETRINAS CON VARIABLES AMBIENTALES EN LA REGIÓN
NOROESTE DE LA CORDILLERA DE TALAMANCA, COSTA RICA.

Mirna Celia Rocío Alvarado Palacios

Heredia, junio de 2018

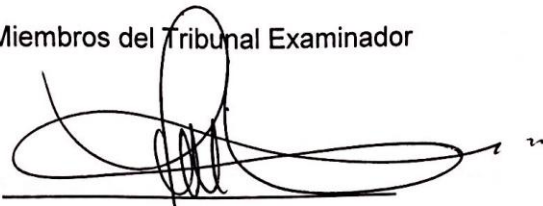
Tesis sometida a consideración del Tribunal Examinador de Postgrado
de la Universidad Nacional para optar al título de Magister Scientiae
en Conservación y Manejo de Vida Silvestre

PRESENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN LA DANTA
CENTROAMERICANA (*Tapirus bairdii*) Y LA RELACIÓN DE LA COMPOSICIÓN DE
PARÁSITOS EN SUS LETRINAS CON VARIABLES AMBIENTALES EN LA REGIÓN
NOROESTE DE LA CORDILLERA DE TALAMANCA, COSTA RICA.

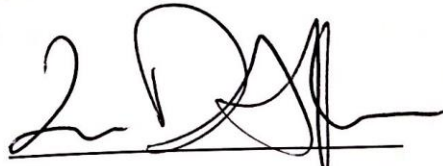
Mirna Celia Rocío Alvarado Palacios

Tesis presentada para optar al grado de Magister Scientiae en Conservación y Manejo de
Vida Silvestre. Cumple con los requisitos establecidos por el Sistema de Estudios de
Posgrado de la Universidad Nacional. Heredia. Costa Rica.


Miembros del Tribunal Examinador



Ph.D. Luis Alfredo Miranda Calderón
Presidente del Consejo Central de Posgrado o su representante



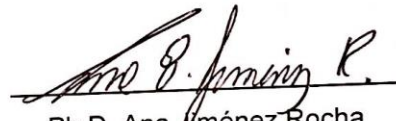
Ph.D. Luis Diego Alfaró Alvarado
Representante de la Dirección del
ICOMVIS



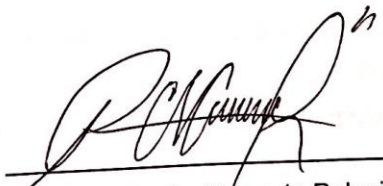
M.Sc. Mauricio Jiménez Soto
Tutor



Ph.D. Mónica Retamosa Izaguirre
Asesor



Ph.D. Ana Jiménez Rocha
Asesor



Mirna Celia Rocio Alvarado Palacios
Sustentante

RESUMEN

La danta centroamericana (*Tapirus bairdii*) está catalogada como una especie en peligro de extinción. Existen varios factores que amenazan la conservación de las dantas entre ellos los parásitos. La pérdida de hábitat ha aumentado el contacto de poblaciones de danta con animales domésticos y humanos, incrementando la probabilidad de transmisión cruzada de parásitos entre ellos. Es importante realizar estudios de línea base para conocer la diversidad de parásitos que presenta una población de fauna silvestre amenazada. Por lo que, el objetivo de este estudio fue analizar la presencia de parásitos gastrointestinales en la danta centroamericana de vida libre y la relación de sus letrinas con variables ambientales en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica. Para ello, se realizaron expediciones para recolectar muestras de heces en el área de estudio, entre junio y noviembre de 2017. Para analizar las muestras, se utilizaron las técnicas de microscopía directa salina/ lugol, flotación fecal, McMaster modificado, coprocultivo y prueba inmunocromatográfica para detectar *Cryptosporidium parvum* y *Giardia duodenalis*. Además, se identificaron nematodos adultos recolectados en una necropsia de danta fallecida por atropello en el área de estudio. Se analizaron 72 muestras fecales, las cuales se distribuyeron en 25 sitios individuales y las restantes 47 en 17 letrinas. Así mismo, se analizó la similitud de la composición de los parásitos gastrointestinales en las letrinas, utilizando un análisis clúster empleando el índice de Bray Curtis. Para determinar la relación entre los sitios de letrinas con variables ambientales se realizó un escalamiento multidimensional no métrico (NMDS). Las variables a tomar en cuenta fueron: tipo de cobertura (páramo o bosque nuboso), elevación media (msnm), distancia a finca de ganado (m) y distancia a cuerpos de agua (m). Se registraron ocho taxones durante los análisis de laboratorio: las familias Ascarididae y Anoplocephalidae; el género *Kiluluma* sp.; reportado por primera vez en la danta centroamericana; *Strongylus vulgaris*, reportado en animales domésticos, *Balantidium coli* reportado como zoonótico; un género y especie de nematodo recientemente descrito, *Tziminema unachi*; y se reporta por primera vez, dos especies de protozoos comensales *Buissonella tapiri* y *Blepharocorys cardionucleata*. En general, la composición de parásitos en las letrinas fue similar en el área de estudio. La relación entre la composición de los sitios (letrinas) y las cinco variables ambientales analizadas mostró que el tipo de cobertura bosque y páramo son las variables que mejor explican la composición de huevos, larvas y quistes de parásitos en los sitios de muestreo (letrinas), mientras que la distancia a fincas de ganado, también podría ser determinante para la semejanza y composición de los

sitios de muestreo. Se necesitan más estudios para una estimación precisa de la composición parasitaria en la danta centroamericana, y para una mejor comprensión de los efectos que la perturbación del hábitat podrían tener sobre la transmisión de enfermedades parasitarias, ya que puedan ser negativas para los esfuerzos de conservación y para la viabilidad de la población de danta centroamericana en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca.

Palabras clave: Composición de parásitos, Cordillera de Talamanca, parásitos gastrointestinales, *Tapirus bairdii*, similitud, variables ambientales.

AGRADECIMIENTOS

Al DAAD (Servicio Alemán de Intercambio Académico), gracias a su apoyo económico que hizo posible mi desarrollo académico. A su personal, especialmente a Grettel González por su apoyo logístico durante mi maestría en Costa Rica.

Al Ministerio de Cultura de El Salvador y al Parque Zoológico Nacional de El Salvador por otorgarme una licencia de trabajo y apoyarme en todo momento durante este posgrado.

A mi estimado comité de tesis M.Sc. Mauricio Jiménez, Ph.D. Mónica Retamosa (especialmente por su comprensión) y Ph.D. Ana Jiménez por permitirme aprender de cada uno de ustedes y por el seguimiento que me dieron durante este trabajo.

Al equipo de Nāi Conservation por darme la oportunidad de trabajar y por transmitirme esa pasión por las dantas, especialmente a Esteban, Jorge y Chris por apoyarme en mi fase de campo y acompañarme hasta el final del trabajo.

A todos los profesores del Instituto Internacional de Conservación y Manejo de Vida Silvestre (ICOMVIS), por su extenso conocimiento compartido que facilitó mi desarrollo académico, especialmente al Ph.D. Spínola, por ayudarme con el análisis de mis datos.

Al Laboratorio de Parasitología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional (EMV-UNA), especialmente a Cesar y Dra Ana, sin sus conocimientos no habría podido finalizar este estudio.

A mis compañeros del Parque Zoológico Nacional de El Salvador: Dra. Virna, Lic. Miranda, Lic. Vladlen, Florcita, Esmeralda, Leo, Lic. Regina y especialmente a Dra. Violeta por su apoyo y cariño a la distancia.

A mis amigos Mauri, Rocío y Jarvin por su ayuda incondicional desde el primer día hasta el último de mis estudios. También, a mis estimados amigos de la promoción XXVI, por su amistad.

DEDICATORIA

A Dios, a mis padres, Rogelio y Mirna por ser mi ejemplo de lucha, por su amor y cuidados durante toda mi vida. A mi hermana, por su amor, amistad, compañía y apoyo a la distancia. A mi abuelita, su amor, entrega y enseñanzas quedaron grabadas en mí para siempre. A mi amado novio y mejor amigo, Juan Manuel por todo su apoyo, sus ánimos, su comprensión y su amor durante todo este tiempo, en el que me hacía sentir cerca de casa. A toda mi familia, especialmente a Lupita por ser un apoyo incondicional durante toda mi vida.

CONTENIDO

	Página
RESUMEN	IV
AGRADECIMIENTOS.....	VI
DEDICATORIA	IV
LISTA DE CUADROS.....	VII
LISTA DE FIGURAS.....	VIII
INTRODUCCIÓN	1
ÁREA DE ESTUDIO	7
MÉTODOS	10
Recolección de muestras	10
Procesamiento de las muestras.....	11
(a) Microscopía directa salina/lugol.	11
(b) Sedimentación.....	11
(c) Flotación (Sheather con solución hipersaturada de azúcar, densidad 1.3).....	12
(d) McMaster modificado.	12
Identificación de huevos, larvas, quistes y parásitos adultos.....	13
Análisis de los datos.....	13
Similitud de letrinas y su relación con variables ambientales.....	14
RESULTADOS	15
Identificación de huevos, larvas, quistes y parásitos adultos.....	15

Similitud de letrinas y su relación con variables ambientales.....	19
DISCUSIÓN	22
CONCLUSIONES	29
RECOMENDACIONES	30
IMPLICACIONES PARA LA CONSERVACION DE LA VIDA SILVESTRE.....	31
LITERATURA CITADA.....	33
ANEXOS	43

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Frecuencia relativa de PGI presentes en muestras fecales de la danta centroamericana, entre junio y noviembre de 2017 en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca. La frecuencia relativa se refiere a la frecuencia de ocurrencia de parásitos en relación al total identificado ($n = 258$). Por conveniencia los valores se presentan en porcentaje.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Área de estudio en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica. Reserva Biológica Cerro Vueltas (RBCV), Parque Nacional Los Quetzales (PNLQ), Reserva Forestal Los Santos (RFLS), Reserva Forestal Rio Macho (RFRM), Parque Nacional Tapantí-Macizo de la Muerte (PNTMM) y Reserva Privada Iyok Ami (RPIA). 8
- Figura 2. Área de estudio en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica. Reserva Biológica Cerro Vueltas (RBCV), Parque Nacional Los Quetzales (PNLQ), Reserva Forestal Los Santos (RFLS), Reserva Forestal Rio Macho (RFRM), Parque Nacional Tapantí-Macizo de la Muerte (PNTMM) y Reserva Privada Iyok Ami (RPIA). 9
- Figura 3. Curva de acumulación de parásitos gastrointestinales registrados en las muestras fecales de la danta centroamericana, entre junio y noviembre de 2017, en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica. 15
- Figura 4. Distribución de número de PGI por muestra fecal de danta centroamericana. Región noroeste de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica, 2017. 17
- Figura 5. Frecuencia absoluta de PGI presentes en muestras fecales de la danta centroamericana, entre junio y noviembre de 2017 en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca. La frecuencia absoluta se refiere a la frecuencia de parásitos en las muestras (n= 72). Anoplocephalidae (Ano), Ascarididae (Asc), *Balantidium coli* (Bal), *Blepharocorys cardionucleata* (Ble), *Buisonella tapiri* (Bui), *Kiluluma* sp. (Kil), *Strongylus vulgaris* (Str), *Tziminema unachi* (Tzi). 17
- Figura 6. A. *Tziminema unachi*, B. *Kiluluma* sp., C. Ascarididae D. *Strongylus vulgaris* (larva infectiva 3), E. Anoplocephalidae, F. *Balantidium coli* (quiste), G. *Buisonella tapiri* y H. *Blepharocorys cardionucleata*. 18

Figura 7. Análisis de similitud de los parásitos gastrointestinales utilizando el índice de Bray Curtis para las 17 letrinas de danta centroamericana, entre junio a noviembre 2017 en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca. *Kiluluma* sp. (Kil), *Tziminema unachi* (Tzi), *Strongylus vulgaris* (Str), Ascarididae (Asc), Anoplocephalidae (Ano), *Balantidium coli* (Bal), *Buissonella tapiri* (Bui), *Blepharocorys cardionucleata* (Ble). 20

Figura 8. NMDS determinado por las 17 letrinas de danta centroamericana, su composición de parásitos y las variables ambientales. Stress 0.0944 21

INTRODUCCIÓN

La conservación de la vida silvestre requiere de cuatro factores importantes: la comprensión de sus características biogeográficas, la estructura de su comunidad, la dinámica de la población, el comportamiento individual y un quinto factor imprescindible para los esfuerzos de conservación, la comprensión de los problemas de salud que pueden afectar a las poblaciones (Meffe, 1999). Actualmente, la salud de la vida silvestre está siendo amenazada por actividades antropogénicas; la fragmentación y degradación del hábitat, el aislamiento de las poblaciones de vida silvestre y una mayor proximidad de los seres humanos a las áreas silvestres (Daszak et al. 2000; Deem et al. 2001; Thompson et al. 2009). Este fenómeno está ocurriendo a una escala global, creando un entorno propicio para la transmisión de enfermedades que pueden afectar de manera negativa a la vida silvestre y a los esfuerzos para conservarla (Deem et al. 2001).

Las enfermedades parasitarias pueden parecer un problema menor para el mantenimiento de las especies silvestres, en comparación con la pérdida de hábitat, la caza y la contaminación (McCallum y Dobson, 2008). Sin embargo, la aparición de patógenos puede afectar la densidad y distribución de la fauna silvestre (Murray et al. 1999; Cleaveland et al. 2007; McCallum y Dobson, 2008). Actualmente, la importancia potencial de los parásitos y patógenos en el declive de las especies ha sido reconocida (Fiorello et al. 2006; McCallum y Dobson, 2008).

Un factor importante para determinar el papel de las enfermedades parasitarias en la vida silvestre es el análisis de la diversidad de parásitos que poseen (Bongers y Ferris, 1999). A pesar de esto, la comprensión de las relaciones, parásito y huésped, especialmente las funciones que cumplen en la salud de las poblaciones de vida silvestre, es muy limitada (Polley y Thompson, 2015). Las poblaciones de animales silvestres están reguladas por factores bióticos o abióticos y los parásitos son un factor biótico que afecta a la dinámica y la densidad de las poblaciones de fauna silvestre (Aguar et al. 2016). Para muchas especies de vida silvestre existe poca información sobre rutas de transmisión, patrones epidemiológicos, el poliparasitismo, el ámbito de hospedadores, la distribución geográfica de los parásitos, los huéspedes y sobre todo qué papel cumplen en la salud de la fauna silvestre infectada (Polley y Thompson, 2015).

A pesar de este relativo abandono, en los últimos años se han hecho muchos avances importantes sobre la comprensión entre la vida silvestre, sus parásitos, animales domésticos, las personas y los ecosistemas (Polley y Thompson, 2015). Entre las principales relaciones de parásitos y huéspedes que se pueden mencionar están: los parásitos pueden causar la muerte a sus huéspedes; interferir en la alimentación y reproducción; contribuir a la dispersión del huésped; o no mostrar ningún efecto (Aguar et al. 2016). Especialmente preocupante son los riesgos de muerte en poblaciones en declive, provocadas por inmunosupresión (Fiorello et al. 2006; Polley y Thompson, 2015). Debido a la presencia de esta posibilidad se debe dar prioridad a la definición de las relaciones reales y potenciales de los parásitos en la salud de la vida silvestre en especies amenazadas (Polley y Thompson, 2015).

El tapir centroamericano, danta o tapir mesoamericano, es la especie de mamífero neotropical más grande. Actualmente, está catalogado por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) como en peligro de extinción, debido a la disminución del 50% de sus poblaciones en los últimos 33 años (tres generaciones) (Acosta et al. 2013; García et al. 2016). Las enfermedades parasitarias se mencionan a menudo como una grave amenaza para la conservación de la especie (Fiorello et al. 2006). A causa de su baja tasa reproductiva, lento crecimiento y baja densidad de la población, las dantas son más susceptibles a amenazas potenciales como enfermedades infecciosas (Hernandez-Divers et al. 2005). Además, la expansión de la frontera agropecuaria puede provocar la introducción de nuevos patógenos, vectores y su intercambio entre las dantas y animales domésticos (Aldán et al. 2004; Medici et al. 2014).

En Costa Rica, el *T. bairdii* se distribuía históricamente en todo el territorio, pero actualmente las poblaciones viables se encuentran en algunos parques nacionales (González- Maya y Schipper, 2009). Por ejemplo, la especie se encuentra en el Parque Nacional Chirripó elevación más alta donde se distribuye en Costa Rica (González- Maya y Schipper, 2009). Sin embargo, la información sobre esta especie por encima de los 1 000 msnm es escasa (Naranjo y Vaughan, 2000). Esta falta de información sobre la salud de la danta en el medio silvestre puede ser un obstáculo importante para la planificación de estrategias efectivas que mejoren la supervivencia y viabilidad de la población de la danta a largo plazo (Mangini et al. 2012).

En el pasado, la aparición de enfermedades infecciosas entre los animales silvestres recibió poca atención, excepto cuando ocurrieron eventos importantes, que a menudo involucraban la salud de los seres humanos o animales domésticos (Wobeser, 2002). En 1987, la Sociedad de la Biología de la Conservación en Australia incluyó una sección especial sobre las enfermedades en sus reuniones anuales (McCallum y Dobson, 2008). En estas reuniones ya se destacaba la importancia de las enfermedades parasitarias, especialmente en animales amenazados (McCallum y Dobson, 2008).

Gran parte de las investigaciones iniciales sobre parásitos en la fauna silvestre se basó en hallazgos incidentales, pero pronto los parasitólogos se dieron cuenta de la importancia de investigar la fauna de parásitos de la vida silvestre, para completar sus estudios de animales domésticos (Junker et al. 2015). Además, los parasitólogos percibieron la interrelación de la fauna silvestre como huéspedes potenciales para los parásitos de los animales domésticos y viceversa (Junker et al. 2015).

Según McCallum y Dobson (2008) las enfermedades parasitarias aumentan la mortalidad, al disminuir la fecundidad y supervivencia de las especies amenazadas. Durante la última década, los problemas de salud se han convertido en una preocupación para aquellos que trabajan con dantas en la naturaleza (Magnini et al. 2012; Magnini y Fernandes-Santos, 2014). De esta manera, la presencia de parásitos se ha descrito con frecuencia en dantas, pero existen pocos datos disponibles sobre las manifestaciones de enfermedad, influencia ambiental y estacionalidad (Magnini et al. 2012; Quse y Fernandes-Santos, 2014).

En general, la presencia de parásitos no se ha asociado con signos clínicos en la danta de vida libre y los estudios sugieren un cierto equilibrio en la relación parásito huésped en ambientes naturales (Magnini et al. 2012). Entre los parásitos gastrointestinales reportados en la danta de vida libre sin problemas clínicos asociados, se incluyen *Agriostomum* sp., *Lancandoria* sp., *Neomurshidia* sp., *Trichostrongylus* sp., *Strongylus* sp (transmitidos por equinos y bovinos domésticos), *Brachylumus* sp., *Eimeria* sp. y *Balantidium* sp. (Lira Torres et al. 2001; Aldán et al. 2004; Pukazhenthil et al. 2008; Santos, 2011; Magnini et al. 2012). Mientras que en dantas en cautiverio, se incluyen *Parascaris* sp. *Fasciola hepática*, *Capillaria* sp. y *Giardia* sp. (Ramsay y Zainuddin 1993; Magnini et al. 2012).

Sin embargo, las dantas pueden presentar parásitos patógenos especialmente en animales inmunosuprimidos (Quse y Fernandes-Santos, 2014). Por ejemplo, *Balantidium coli* se encuentra frecuentemente en muestras fecales de dantas; pero al presentarse una supresión del sistema inmune de las dantas, pueden ocasionar signos y síntomas de enfermedad (Quse y Fernandes-Santos, 2014). Además, se vuelve necesario realizar estudios sobre los parásitos presentes en dantas para diferenciar los endoparásitos que infectan naturalmente a las dantas de los adquiridos a través de la interacción con animales domésticos (Quse y Fernandes-Santos, 2014). En México se ha comprobado que la danta centroamericano presenta altas prevalencias de parásitos (*Trichostrongylus* sp.), posiblemente como consecuencia de la coocurrencia con bovinos y equinos domésticos (Aldán et al. 2004).

En Costa Rica, el primer estudio sobre la salud de las dantas de vida libre se realizó entre el año 1997 y el 2000 (Hernandez-Divers et al. 2005). Según estos autores, las dantas estudiadas se distribuyeron en una zona remota del Parque Nacional Corcovado; sin embargo, esporádicamente se acercaban a los bordes del parque que estaban rodeados de tierras agrícolas. De esta manera, Hernández- Divers et al. (2005) concluyen que se deben realizar estudios adicionales en los límites de los parques nacionales, para determinar la susceptibilidad de las dantas a los patógenos de animales domésticos como los endoparásitos, puesto que, la mayor parte de la información sobre enfermedades en dantas viene de dantas en cautiverio (Centoducatte et al. 2011).

La comprensión actual de muchas infecciones parasitarias en la fauna silvestre es insuficiente, en parte debido a que se carece de información fiable sobre la identificación de los parásitos, esencial para hacer determinaciones epidemiológicas (Thompson et al. 2007). La recopilación y análisis de datos sobre la diversidad, la relación huésped y parásito y la ecología de parásitos en los sistemas naturales, son claramente muy importantes en términos de conservación (Thompson et al. 2009). Esto, debido a los numerosos vínculos estrechos entre los hospedadores, los parásitos, la estructura y función de los ecosistemas (Polley y Thompson, 2015). Además, las interacciones de parásitos y su huésped pueden ser útiles para reconocer y evaluar las respuestas de los ecosistemas a los factores que causan trastornos e inestabilidad (Polley y Thompson, 2015).

Las prácticas agrícolas cambiantes, los animales domésticos y la degradación del hábitat han afectado la presencia de enfermedades en la vida silvestre (Weinstein y Lafferty, 2015). Según Weinstein y Lafferty (2015), estos efectos vienen a través de dos rutas. En primer lugar, las actividades antropogénicas crean nuevas dinámicas huésped y parásito. Segundo, las actividades antropogénicas alteran la dinámica de transmisión existente cambiando la densidad del huésped, la supervivencia del parásito y las tasas de contacto huésped parásito. La creciente fragmentación del hábitat de la danta y su aumento en el contacto con los animales domésticos, han sido señalados como causas potenciales de la aparición de patógenos en las poblaciones de dantas (Mangini et al. 2012). De esta manera, la presencia de parásitos en dantas puede ser un indicador para los manejadores de vida silvestre, utilizada para establecer soluciones mitigadoras contra las actividades humanas en áreas silvestres protegidas (Weinstein y Lafferty, 2015).

Un aspecto interesante del uso de hábitat de la danta centroamericana se relaciona con sus hábitos de defecación. La danta centroamericana frecuentemente defeca en cuerpos de agua poco profundos; sin embargo, algunas veces utilizan sitios particulares fuera del agua, formando letrinas en las que pueden observarse grandes concentraciones de heces (Fragoso, 1997; Naranjo y Cruz, 1998). Se ha reportado por varios autores, la importancia de las letrinas de la fauna silvestre en la transmisión de enfermedades parasitarias, de animales domésticos o humanos, a otras especies silvestres (Kazacos y Boyce, 1989; Sheppard y Kazacos, 1997). Las dantas y otras especies silvestres se pueden infectar con parásitos de animales domésticos o humanos con huevos, larvas, quistes y ooquistes que se acumulan en las letrinas de danta (Kazacos y Boyce, 1989). De esta manera, las letrinas se convierten así en focos importantes formas infectantes de parásitos (Jacobson et al. 1982). Además, sirven como fuentes de infección a largo plazo para la fauna silvestre. Es necesario evaluar la relación que estas poseen con variables ambientales para determinar el potencial de transmisión que podrían presentar para la fauna silvestre (Page y Swihart, 1998).

En general, la mayor parte de la información sobre la salud de la danta proviene de colecciones en cautividad (Janssen et al. 1999; Nunes et al. 2001; Janssen, 2003; Mangini et al. 2012). De hecho, hay una casi completa falta de datos sobre la evaluación de la salud en las poblaciones de la danta de vida libre (Quse y Fernandes-Santos, 2014). La información disponible de poblaciones de danta de vida libre proviene de un estudio a largo plazo de la danta centroamericana en el Parque Nacional Corcovado (Hernández-Divers et al. 2005), así como estudios realizados en Brasil (Mangini et al. 2012; Medici et al. 2014). De esta manera, los impactos de los patógenos en la dinámica de la población de danta silvestre siguen siendo en gran parte desconocidos (Quse y Fernandes-Santos, 2014).

Es urgente estudiar los endoparásitos en la danta de vida libre para evaluar el papel de las dantas en estos ciclos e identificar los endoparásitos que lo infectan naturalmente de los adquiridos por la danta a través de la interacción con el humano y animales domésticos (Quse y Fernandes-Santos, 2014).

Objetivo General

Analizar la presencia de parásitos gastrointestinales en la danta centroamericana de vida libre (*Tapirus bairdii*) y la relación de sus letrinas con variables ambientales en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica.

Objetivos específicos

- Identificar grupos, géneros o especies de parásitos gastrointestinales presentes en la danta centroamericana (*Tapirus bairdii*) de vida libre.
- Analizar la similitud de la composición de parásitos en las letrinas de la danta centroamericana (*Tapirus bairdii*) de vida libre.
- Determinar la relación entre las letrinas con presencia de parásitos gastrointestinales de la danta centroamericana (*Tapirus bairdii*) y variables ambientales.

ÁREA DE ESTUDIO

La región noroeste de la Cordillera de Talamanca (Figura 1) se encuentra en el sur de Costa Rica y se extiende hacia el oeste de Panamá (González-Maya et al. 2008). Esta región es considerada parte de los corredores más importantes de bosque que queda en Mesoamérica, posee más especies endémicas que cualquier otra parte de Costa Rica (González-Maya et al. 2008). Sobresale de las tierras bajas próximas y se caracteriza por pendientes pronunciadas y hábitats montañosos, incluidos páramo y bosque nuboso (González-Maya et al. 2008). La estructura de estos bosques es homogénea a gran escala pero muy heterogénea a pequeña escala; la heterogeneidad se debe a las brechas pequeñas y medianas causadas por las ramas o árboles caídos, y a la variación en la pendiente, el suelo o las especies dominantes, como los bambúes del género *Chusquea* (Tobler, 2002). La Cordillera de Talamanca está compuesta de un mosaico de áreas protegidas, reservas, granjas indígenas y privadas, e incluye el área protegida más grande en Costa Rica, el Parque Internacional La Amistad (PILA), que se comparte entre Costa Rica y Panamá (González-Maya y Mata- Lorenzen, 2008).

La precipitación media anual es de aproximadamente 5 000 mm, generalmente con una época lluviosa pronunciada desde finales de abril hasta finales de octubre, y la época seca de noviembre a abril (Kappelle, 1996) con temperaturas que oscilan entre 0°C y 28°C (Wolf et al. 1976). La humedad relativa oscila entre 35% y 90% durante la época seca y entre 70% a 95% durante la época lluviosa (Kappelle, 1996). Este último autor describe que la región noroeste de la Cordillera de Talamanca se caracteriza por ser extremadamente inaccesible, por lo que hasta ahora ha escapado a la explotación antrópica. Sin embargo, la presión para el cambio en el uso de la tierra es fuerte, especialmente la conversión de bosques nubosos a pastizales y tierras de cultivo (Kappelle, 1996). Tales modificaciones alteran la distribución natural de la fauna centroamericana, debido a la pérdida y fragmentación del hábitat, marginando así a la especie a partes más altas e inaccesibles de la Cordillera (González-Maya y Mata- Lorenzen, 2008).

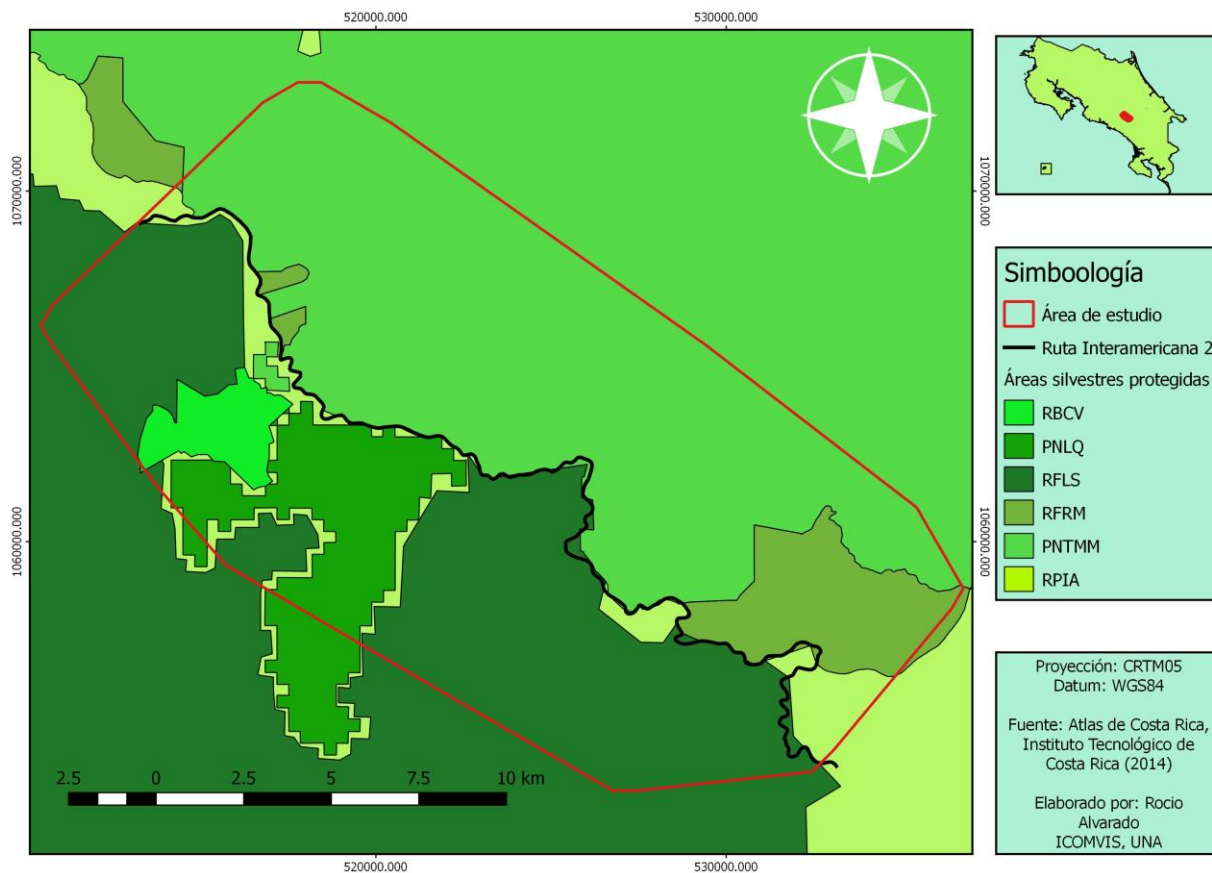


Figura 1. Área de estudio en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica. Reserva Biológica Cerro Vueltas (RBCV), Parque Nacional Los Quetzales (PNLQ), Reserva Forestal Los Santos (RFLS), Reserva Forestal Rio Macho (RFRM), Parque Nacional Tapantí-Macizo de la Muerte (PNTMM) y Reserva Privada Iyok Ami (RPIA).

El área de estudio abarca 291 Km², circundantes a lo largo de 38 Km de la Carretera Interamericana Sur (Ruta 2). Esta área comprende la Reserva Biológica Cerro Vueltas (RBCV), el Parque Nacional Los Quetzales (PNLQ), la Reserva Forestal Los Santos (RFLS), Reserva Forestal Rio Macho (RFRM), el Parque Nacional Tapantí Macizo de la Muerte (PNTMM) y la Reserva Privada Iyok Ami (RPIA) (Figura 2). La Cordillera de Talamanca es la región con la mayor cobertura boscosa de Costa Rica, pero a su vez es la región menos conocida del país y la que posee menor cantidad de estudios de mamíferos (Rodríguez-Herrera et al. 2002; Tobler, 2002).

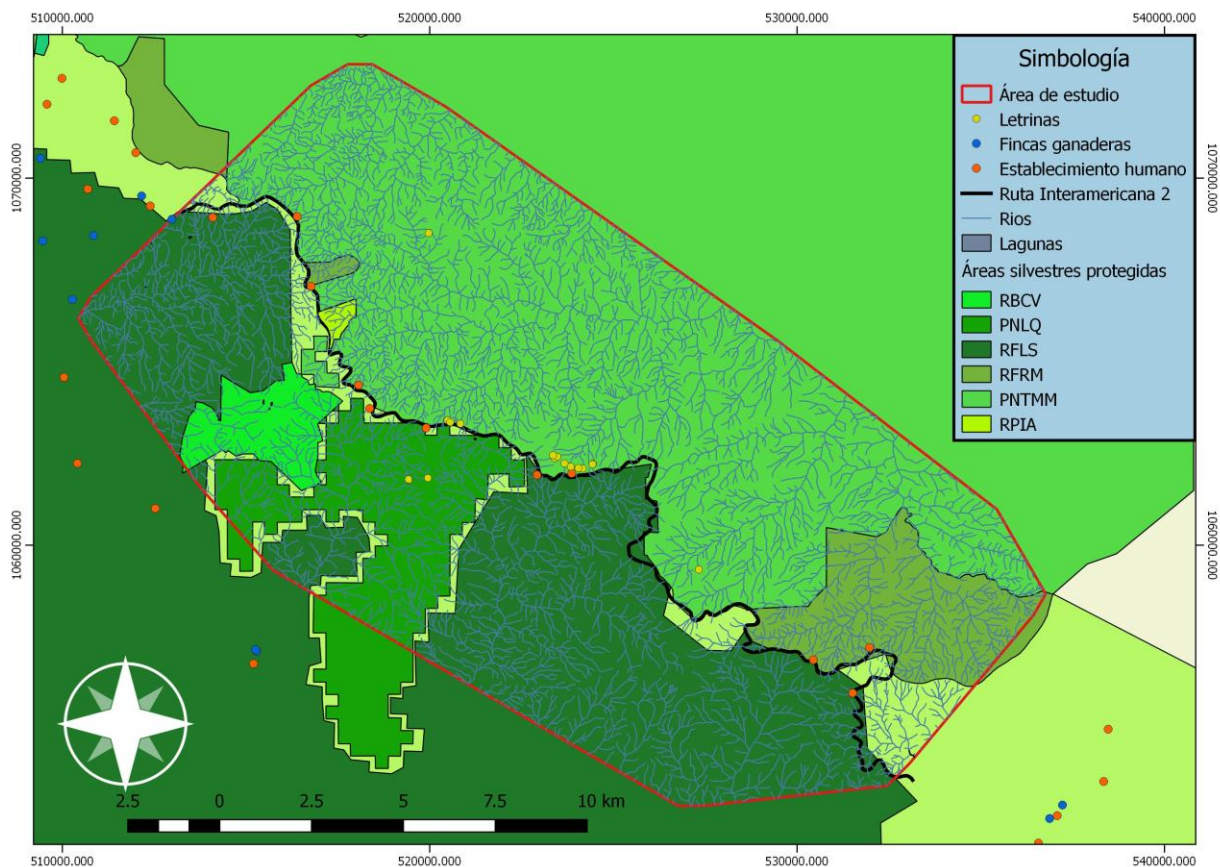


Figura 2. Área de estudio en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica. Reserva Biológica Cerro Vueltas (RBCV), Parque Nacional Los Quetzales (PNLQ), Reserva Forestal Los Santos (RFLS), Reserva Forestal Rio Macho (RFRM), Parque Nacional Tapantí-Macizo de la Muerte (PNTMM) y Reserva Privada Iyok Ami (RPIA).

MÉTODOS

Recolección de muestras

Las muestras fecales fueron recolectadas en cinco expediciones durante los meses de junio a noviembre de 2017. Para el muestreo se utilizó el método de transectos lineales de amplitud variada (Aldán et al. 2004). Cada evento de muestreo estuvo compuesto por cuatro días. Las muestras fueron recolectadas, dentro del área de estudio, en senderos principales y senderos hechos por las dantas o en sus letrinas. Por lo anterior, se requirió seguir rastros tales como huellas y cortezas de árboles mordidas.

Sólo se recolectaron muestras fecales frescas, es decir, que no estuvieran secas. Para esto, se tomaron en cuenta las características físicas: textura, olor penetrante, color verdoso y sin crecimiento de hongos macroscópicos o semillas germinadas en las heces (Aldán et al. 2004). Antes de recolectar las heces, se examinaron macroscópicamente, se observó su consistencia y la presencia de proglótidos o nematodos adultos.

Se colectaron aproximadamente 20 g de heces de cada muestra. Para ello, se utilizaron guantes de nitrilo y se depositaron en bolsas plásticas herméticas y se trasladaron en una hielera a una temperatura de 4°C. Cada muestra fue considerada como única, etiquetándose de forma individual y de manera visible. Se utilizó para ello los criterios de hora, fecha, coordenadas geográficas del sitio de colecta, así como cualquier otra información que se considerara relevante. Las muestras fueron transportadas al Laboratorio de Parasitología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional (EMV-UNA) para su procesamiento.

Procesamiento de las muestras

Las muestras de heces fueron procesadas de acuerdo a lo reportado por Zajac y Conboy (2012):

(a) Microscopía directa salina/lugol.

La microscopía directa es útil para detectar la presencia de protozoos (Zajac y Conboy, 2012). En la microscopía directa salina/lugol, se colocó una gota de solución salina en el centro de la mitad izquierda de una lámina portaobjetos y una gota de lugol en el centro de la mitad derecha de la misma lámina portaobjetos. Con un palillo de madera, se tomó una pequeña porción de heces, aproximadamente 2 g. y se agregó a la gota de solución salina; posteriormente se agregó una porción similar a la gota de lugol. Luego, se mezclaron las heces con las gotas para que se formaran suspensiones. Cada gota fue cubierta con un cubreobjetos, cuidando que no se formaran burbujas de aire. Se examinaron las preparaciones en el microscopio con el objetivo 10x, o si era necesario con el objetivo 40x.

(b) Sedimentación.

El procedimiento de sedimentación se usó para aislar huevos de trematodos, acantocéfalos y nematodos cuyos huevos no flotan fácilmente en soluciones de flotación comunes (Zajac y Conboy, 2012). En la técnica de sedimentación simple, se mezcló aproximadamente 100 ml de agua con aproximadamente 10 g de heces, se coló y colocó en un vaso de precipitados. Se dejó que la mezcla reposara durante una hora y luego se decantó el sobrenadante. Se agregó más agua al precipitado y se repitió dos veces el proceso de sedimentación. Se mezcló el precipitado restante y se colocaron tres gotas en un portaobjetos. A las tres gotas, se les agregó una gota de azul de metileno al 0.1%. El azul de metileno tiñó los restos vegetales de azul, sin teñir los huevos de parásitos y protozoos, que sobresalieron con un color marrón amarillento. Se cubrió la preparación con un cubre objeto y se observó en el microscopio con el objetivo 10X.

(c) Flotación (Sheather con solución hipersaturada de azúcar, densidad 1.3).

Esta técnica concentra los huevos y quistes de parásitos y elimina los detritos (Zajac y Conboy, 2012). La flotación fecal se basa en el principio de que el material del parásito presente en las heces es menos denso que el medio de flotación fluida, por lo tanto, flotará en la parte superior del contenedor, donde se puede recoger para la evaluación microscópica (Zajac y Conboy, 2012). Se mezclaron cuatro gramos de heces con la solución de flotación en un beaker. Luego, se coló la mezcla a través de un colador. Se vertió la mezcla en un recipiente de flotación hasta que hubiera un menisco invertido en la parte superior del contenedor. Se colocó un portaobjetos en la parte superior sobre el menisco. Se dejó reposar la flotación durante al menos 20 minutos y se retiró el portaobjetos. Finalmente, se le colocó un cubreobjetos y se examinó en el microscopio con el objetivo 10X.

(d) McMaster modificado.

La técnica requiere el uso de cámaras de conteo reutilizables y se realiza para estimar el grado de contaminación de las muestras por medio del conteo de los huevos de parásitos de la familia Strongylidae. Se combinaron 4 g de material fecal con 56 ml de solución de flotación (solución hipersaturada de azúcar, densidad 1.3) y se obtuvo un volumen total de 60 ml. Se mezcló y coló a través de un colador pequeño. Se usaron goteros para transferir la mezcla y llenar las cámaras de conteo por completo. Se dejó reposar la cámara de conteo al menos cinco minutos antes de examinarla para permitir que ocurriera el proceso de flotación. También, se enfocaron las divisiones de la cámara y se contaron los huevos de la familia Strongylidae en cada división, examinando la capa superior. Se observó la cámara de conteo en el microscopio con el objetivo 10X.

Para determinar el número de huevos por gramo de heces (h.p.g.h), se sumaron los recuentos de ambas cámaras para cada parásito. Sin embargo, dado que se usaron 4 g de heces en la prueba, se multiplicó el número de huevos contados por 50. Por lo tanto, cada huevo observado representa 50 h.p.g.h en el recuento final. Las muestras con carga parasitaria mayor a 50 h.p.g.h, de la familia Strongylidae, fueron sometidas a la técnica de coprocultivo (Zajac y Conboy, 2012; Dwight, 2014). Para el coprocultivo, cuatro gramos de las heces frescas de la danta se mezclaron y humedecieron con agua. Luego, se les agregó viruta de madera, para que tuvieran una consistencia semisólida.

Posteriormente, se colocaron las heces en un recipiente, el cual fue cubierto con papel aluminio con agujeros, para que no se impida la circulación de aire y se reduzca la desecación de la preparación. El cultivo se mantuvo a 27 ° C durante siete días.

Además, a cada muestra se le realizó la prueba inmunocromatográfica Crypto-Giardia (FASTest® CRYPTO-GIARDIA), para detectar los parásito zoonóticos: *Cryptosporidium parvum* y *Giardia duodenalis* (Megacor, Diagnostik).

Identificación de huevos, larvas, quistes y parásitos adultos.

Los huevos, larvas y quistes fueron identificados de acuerdo a sus características morfológicas (Zajac y Conboy, 2012). Los parásitos adultos fueron recolectados, en el área de estudio, durante la necropsia de una danta atropellada. En este caso, los parásitos fueron lavados con agua destilada y preservados en alcohol al 70% hasta el momento de su identificación (Dwight, 2014). Los parásitos adultos fueron identificados de acuerdo a la clave de nematodos de vertebrados (Anderson et al. 2009), a lo reportado por Beveridge y Jabbar (2013) y Güiris et al. (2017). La identificación de parásitos adultos se basó en medidas morfológicas y métricas, especialmente de capsula bucal y estructuras sexuales (Anderson et al. 2009). Los parásitos adultos fueron montados entre cubre y portaobjetos con solución de Hoyer (Zajac y Conboy, 2012). Todas las muestras procesadas fueron observadas en microscopio óptico con el objetivo 100x (Zajac y Conboy, 2012; Dwight, 2014).

Análisis de los datos

Además de identificar los parásitos intestinales al menor nivel taxonómico posible, se hizo un cálculo de las frecuencias de su ocurrencia de acuerdo a las siguientes formulas:

$$\text{Frecuencia relativa (\%)} = \frac{\text{Total de ocurrencia de cada parásito}}{\text{Total de ocurrencia de todos los parásitos}} \times 100$$

$$\text{Frecuencia absoluta (\%)} = \frac{\text{Total de ocurrencia de cada parásito}}{\text{Número de muestras}} \times 100$$

Similitud de letrinas y su relación con variables ambientales

Se realizó una base de datos donde se incorporaron los datos de la ubicación de letrinas con sus referencias espaciales y temporales. Además, se utilizó el software de sistemas de información geográfica QGIS 2.14.8 (QGIS Development Team, 2016), para obtener variables ambientales a relacionar con las letrinas: tipo de cobertura (páramo o bosque nuboso primario), elevación media (msnm), distancia a finca de ganado (m) y distancia a cuerpos de agua (m).

Se analizó la similitud en la composición de taxones entre las letrinas muestreadas. Para ello, se hizo un análisis clúster empleando el índice de Bray Curtis. Este análisis se realizó en el software PAST (Hammer et al. 2017). Para analizar la relación de los sitios (letrinas) y su composición de parásitos gastrointestinales (PGI) se realizó un escalamiento multi-dimensional no métrico (NMDS, por sus siglas en inglés). El resultado se pudo visualizar en un gráfico de ordenación. Posteriormente se relacionaron los ejes resultantes con variables ambientales para determinar de manera indirecta la relación de estas sobre la matriz de sitios por especies utilizando el software PAST (Hammer et al. 2017).

RESULTADOS

Identificación de huevos, larvas, quistes y parásitos adultos

Un total de 72 muestras fecales de la danta centroamericana fueron recolectadas en 20 transectos lineales (aproximadamente 100 Km). Las muestras se distribuyeron en 25 sitios individuales y las restantes 47 en 17 letrinas. La curva de acumulación de especies de parásitos registrados, se estabilizó en 45 muestras con un intervalo de confianza del 95% (Figura 3).

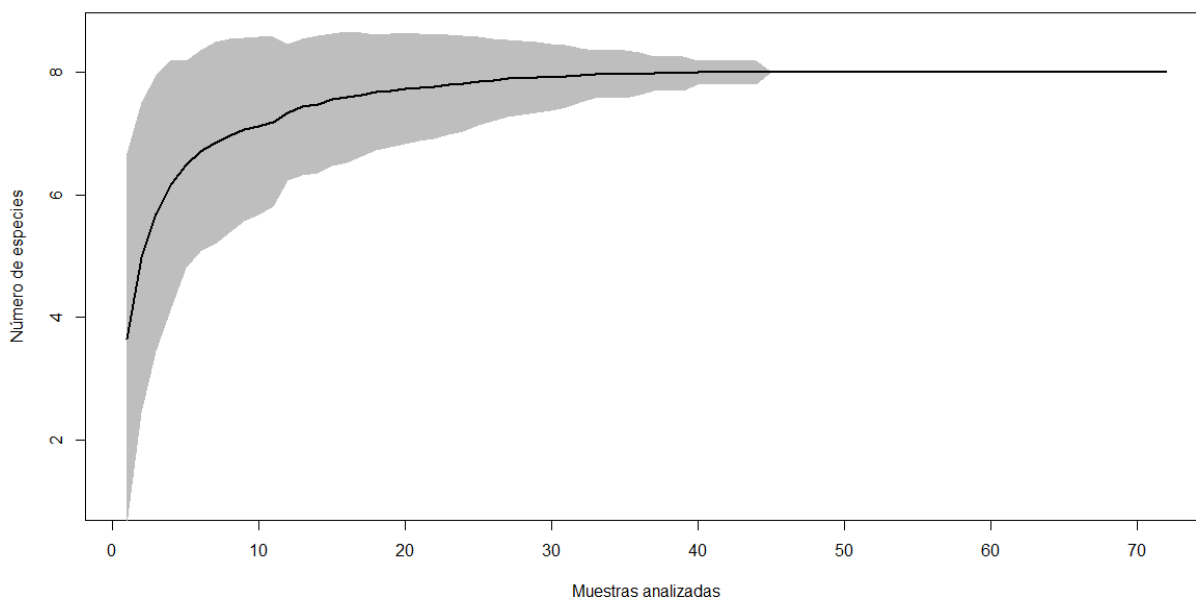


Figura 3. Curva de acumulación de parásitos gastrointestinales registrados en las muestras fecales de la danta centroamericana, entre junio y noviembre de 2017, en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica.

De un total de 72 muestras de heces el 98.6% fue positivo a PGI. Los nematodos (94.4%) fueron los más frecuentes en las 72 muestras, seguidos de cestodos (69.4 %) y protozoos (55.56 %). La media del número de h.p.g.h fue de 270 huevos para las 72 muestras analizadas (Anexo B). Se registraron ocho taxones de parásitos gastrointestinales en diferentes frecuencias, los cuales fueron: *Tziminema unachi*, *Kiluluma* sp., *Strongylus vulgaris*, Ascarididae, Anoplocephalidae, *Balantidium coli*, *Buissonella tapiri* y *Blepharocorys cardionucleata* (Cuadro 1). Además, la mayoría de las muestras 66 (91.7%), presentaron de tres a cuatro taxones de PGI diferentes (Figura 4). *Tziminema unachi* fue el más frecuente en las muestras de heces (Figura 5).

Cuadro 1. Frecuencia relativa de PGI presentes en muestras fecales de la danta centroamericana, entre junio y noviembre de 2017 en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca. La frecuencia relativa se refiere a la frecuencia de ocurrencia de parásitos en relación al total identificado (n = 258). Por conveniencia los valores se presentan en porcentaje.

Tipo	Familia	Género	Especie	N de registros	Frecuencia relativa (%)	Técnica
Nemátodos	Strongylidae	<i>Kiluluma</i> sp.		45	17.44	Flotación y necropsia
		<i>Tziminema</i>	<i>Tziminema unachi</i>	67	25.97	Flotación y necropsia
		<i>Strongylus</i>	<i>Strongylus vulgaris</i>	20	7.75	Flotación y coprocultivo
	Ascarididae			4	1.55	Flotación
Céstodos	Anoplocephalidae			50	19.38	Flotación y sedimentación
Protozoos	Balantiidae	<i>Balantidium</i>	<i>Balantidium coli</i>	11	4.26	Sedimentación
	Buetchliidae	<i>Buissonella</i>	<i>Buissonella tapiri</i>	38	14.73	Sedimentación
	Blepharocorythidae	<i>Blepharocorys</i>	<i>Blepharocorys cardionucleata</i>	23	8.91	Sedimentación

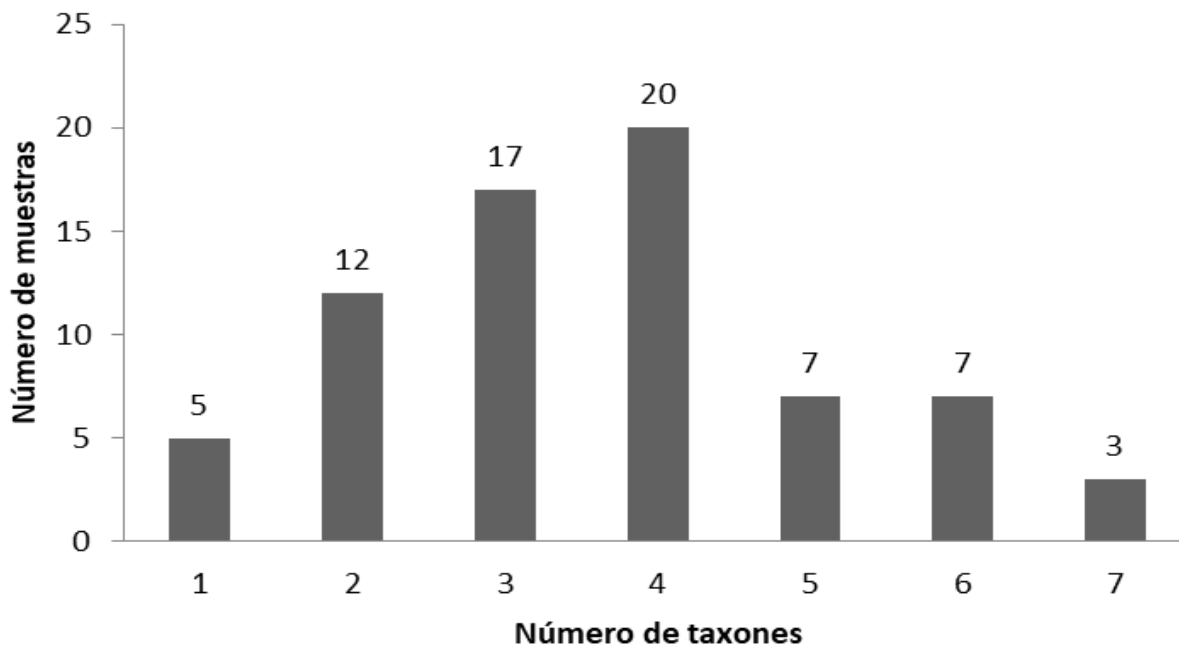


Figura 4. Distribución de número de PGI por muestra fecal de danta centroamericana. Región noroeste de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica, 2017.

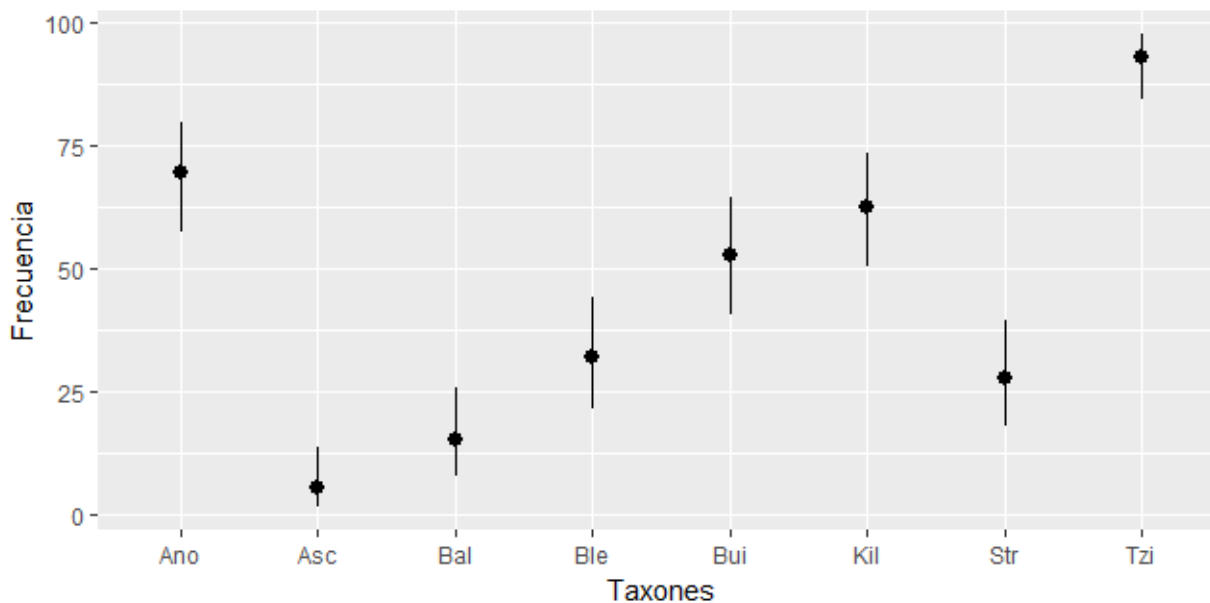


Figura 5. Frecuencia absoluta de PGI presentes en muestras fecales de la danta centroamericana, entre junio y noviembre de 2017 en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca. La frecuencia absoluta se refiere a la frecuencia de parásitos en las muestras ($n=72$). *Anoplocephalidae* (Ano), *Ascarididae* (Asc), *Balantidium coli* (Bal), *Blepharocorys cardionucleata* (Ble), *Buissonella tapiri* (Bui), *Kiluluma* sp. (Kil), *Strongylus vulgaris* (Str), *Tziminema unachi* (Tzi).

En la Figura 6 se presentan las ilustraciones de los PGI no zoonóticos y zoonóticos encontrados. En general, se encontró una especie de parásito también reportada en animales domésticos, *Strongylus vulgaris*, una especie de importancia zoonótica, *Balantidium coli*, un género y especie de nematodo recientemente descrito, *Tziminema unachi* (Güiris et al. 2017). También, se registró en este estudio el género *Kiluluma* sp., reportado por primera vez en la danta centroamericana y en Mesoamérica. Igualmente, se reporta por primera vez para la danta centroamericana dos especies de protozoos comensales *Buisonella tapiri* y *Blepharocorys cardionucleata*.

Además, la prueba inmunocromatográfica Crypto-Giardia, resulto negativa para los PGI zoonóticos *Cryptosporidium parvum* y *Giardia duodenalis*.

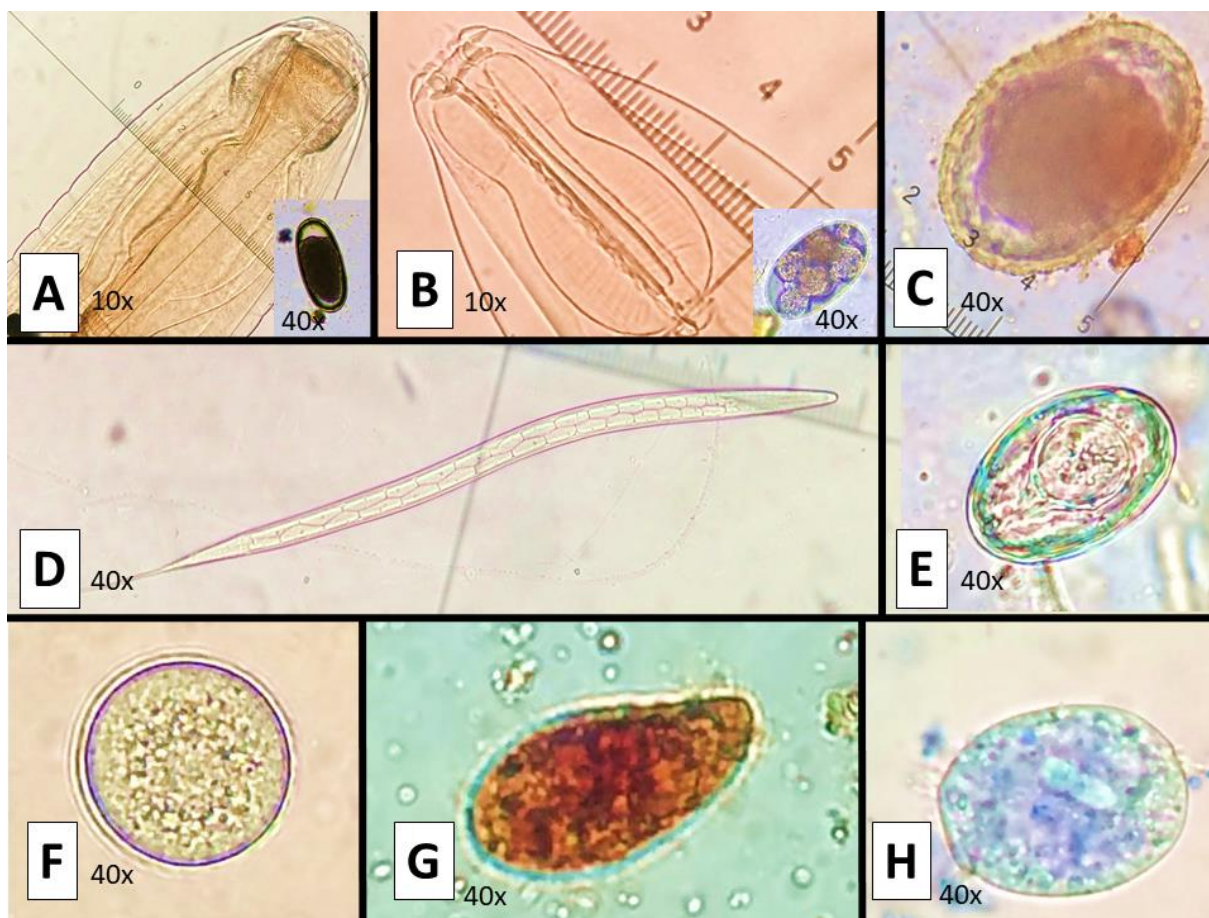


Figura 6. A. *Tziminema unachi*, B. *Kiluluma* sp., C. Ascarididae, D. *Strongylus vulgaris* (larva infectiva 3), E. Anoplocephalidae, F. *Balantidium coli* (quiste), G. *Buisonella tapiri* y H. *Blepharocorys cardionucleata*.

Similitud de letrinas y su relación con variables ambientales

El mayor número de letrinas se encontró dentro del páramo (59%) y el restante 41% dentro del bosque nuboso primario. La mayoría de taxones se encontró en una de las letrinas en el páramo, la cual presentó siete taxones (*Strongylus vulgaris*, *Kiluluma* sp., Anoplocephalidae, *Tziminema unachi*, *Blepharocorys cardionucleata*, *Buissonella tapiri* y *Balantidium coli*). Esta letrina se encontraba a 3 120 msnm y fue la letrina más cercana a un asentamiento humano (332 m). La letrina con menor número de taxones fue encontrada en el páramo, a 2 629 msnm. y a una distancia de 3 540 m al asentamiento humano más cercano. En esta letrina solo se observó a *Tziminema unachi* y *Kiluluma* sp. (Anexo C).

La distancia más cercana entre una letrina y un cuerpo de agua fue de 10 m y presentaba cuatro taxones de parásitos (*Tziminema unachi*, *Kiluluma* sp, *Buissonella tapiri* y *Blepharocorys cardionucleata*). Mientras que la distancia más lejana a un cuerpo de agua fue de 131m, presentando tres taxones de parásitos. Con respecto a las fincas de ganado, la distancia más cercana entre letrina y finca de ganado fue de 6 000 m, en esta se registraron cuatro taxones de parásitos. La finca de ganado con mayor distancia de una letrina fue a 11 740 m, en esta letrina se observaron cuatro taxones de parásitos. La ocurrencia de parásitos y las variables registradas en cada letrina se presentan en el Anexo C.

Al realizar el análisis de similitud, las letrinas se agrupan en tres grupos que concuerdan con su composición de parásitos gastrointestinales. Cuatro letrinas, identificadas con el número ocho, 14, 15 y 16 (Anexo C) fueron 100% similares. En estas letrinas se reportaron los parásitos *Tziminema unachi*, *Kiluluma* sp., Anoplocephalidae y *Strongylus vulgaris*. También, las letrinas identificadas con el número seis y 11 presentan 100% de similitud, estas presentaron los nematodos *Tziminema unachi* y *Kiluluma* sp., y los protozoos *Buissonella tapiri* y *Blepharocorys cardionucleata*. Mientras que la letrina número uno fue la única donde se registró a la familia Ascarididae por lo que tiene un porcentaje más bajo (53%) de similitud que las demás letrinas (Figura 7).

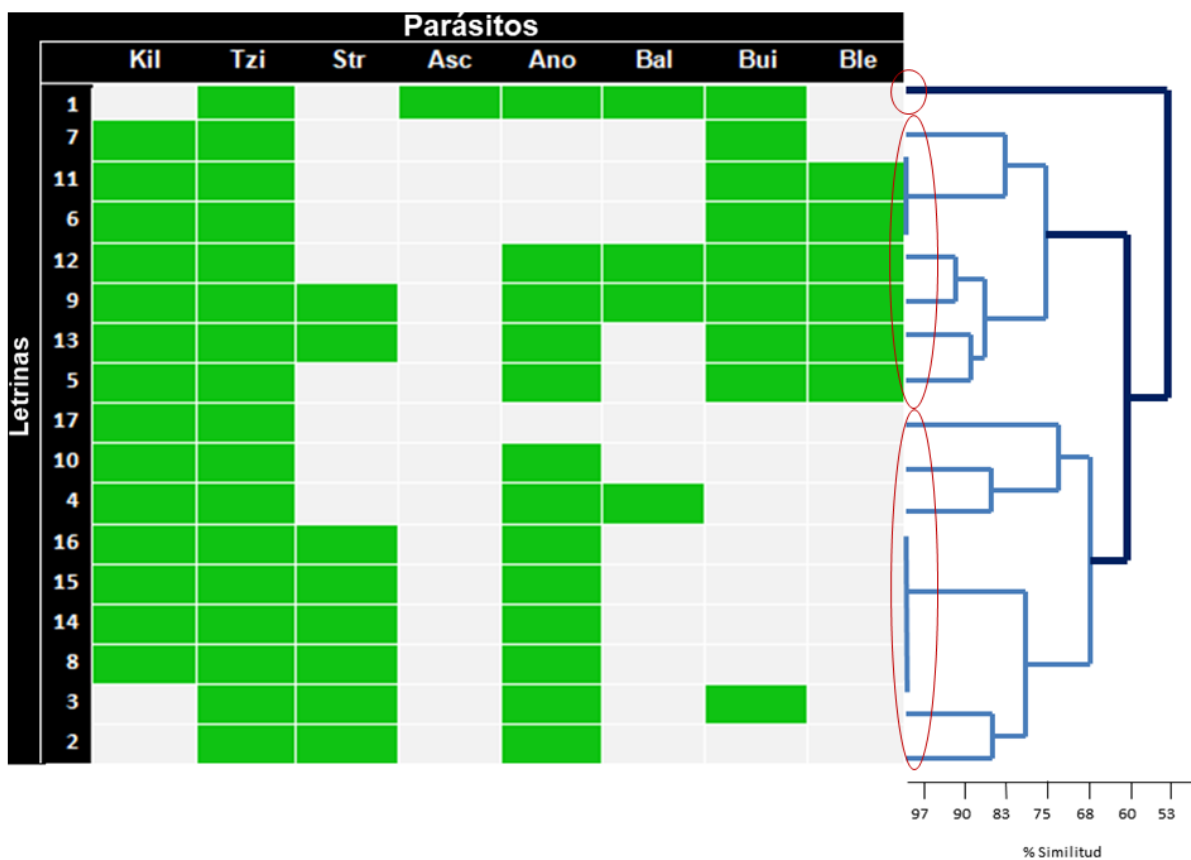


Figura 7. Análisis de similitud de los parásitos gastrointestinales utilizando el índice de Bray Curtis para las 17 letrinas de danta centroamericana, entre junio a noviembre 2017 en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca. *Kiluluma* sp. (Kil), *Tziminema unachi* (Tzi), *Strongylus vulgaris* (Str), *Ascarididae* (Asc), *Anoplocephalidae* (Ano), *Balantidium coli* (Bal), *Buissonella tapiri* (Bui), *Blepharocorys cardionucleata* (Ble). Los círculos rojos indican los tres grupos de letrinas.

La distribución que muestra el NMDS, considerando las letrinas donde se realizó el muestreo y las variables ambientales, muestra tres grupos definidos en su composición de especies de parásitos, el grupo de las letrinas ocho, 14, 15 y 16, otro formado con las letrinas seis y 11 y un último grupo formado por la letrina cuatro y diez. La relación entre el primer eje de ordenación y las cinco variables ambientales analizadas mostró que el tipo de cobertura (bosque y páramo), son las variables que mejor explican la composición (huevos, larvas y quistes de parásitos) dentro de los sitios (letrinas). Además, la distancia a fincas de ganado, también podría ser determinante para la semejanza de los sitios de muestreo. La distancia a cuerpos de agua y la elevación no parecieron explicar la composición de los sitios de muestreo en el área de estudio (Figura 8). Sin embargo, la letrina cinco, nueve, 13 y 12 parecieron estar más relacionadas a la variable elevación. Por otra parte, la letrina siete parece presentar una mayor relación con la variable de cobertura paramo y la letrina tres parece relacionarse con la cobertura de bosque nuboso primario. Las letrinas restantes no parecen estar relacionadas a una variable ambiental en específico.

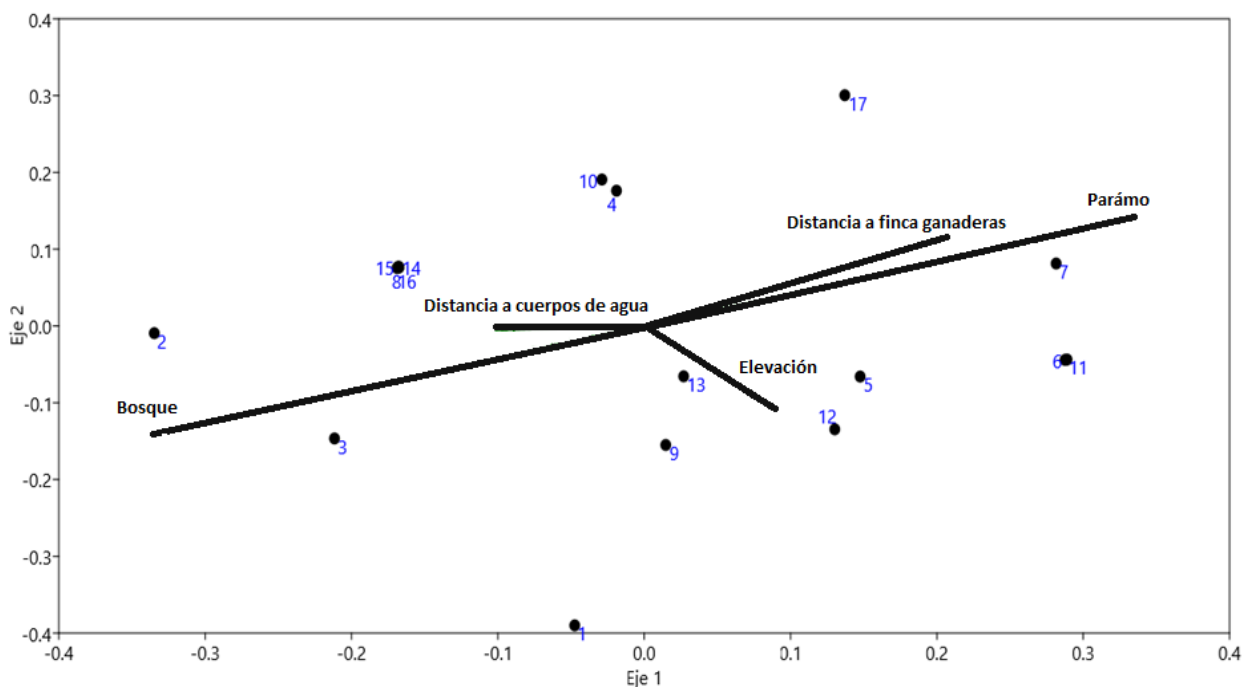


Figura 8. NMDS determinado por las 17 letrinas de danta centroamericana, su composición de parásitos y las variables ambientales. Stress 0.0944

DISCUSIÓN

Este trabajo representa la primera investigación, en el que se ha aplicado la técnica no invasiva para la identificación de parásitos gastrointestinales de la danta centroamericana de vida libre en Costa Rica. La utilización de metodologías no invasivas permiten analizar la ocurrencia de parásitos en especies amenazadas, y facilita la no utilización de capturas por trampeo para la danta lo cual es difícil. (Beltrán- Saavedra et al. 2009). Especialmente en áreas como la región noroeste de la Cordillera de Talamanca que se caracteriza por ser extremadamente inaccesible (González-Maya y Mata- Lorenzen, 2008; Beltrán- Saavedra et al. 2009). En este sentido, el análisis de muestras fecales en este estudio fue efectivo y relativamente simple, sin involucrar alguna amenaza como la muerte de la especie huésped (Braga et al. 2010; Acosta et al. 2011). También, esta es la primera investigación donde se calculó los h.p.g.h. en muestras fecales, obtenidas por técnicas no invasivas, de la danta centroamericana en Costa Rica.

De los ocho taxones de PGI encontrados en la danta centroamericana en este estudio, cuatro taxones (*Kiluluma* sp., *Buisonella tapiri*, *Blepharocorys cardionucleata* y *Strongylus vulgaris*) no habían sido reportados para la danta, pero cuatro de los taxones (Anoplocephalidae, Ascarididae, el nematodo *Tziminema unachi* y el protozoo *Balantidium coli*) se encontraron dentro de los 20 taxones reportados anteriormente para la danta centroamericana (Anexo A) (Ramsay y Zainuddin 1993; Paras - García et al, 1996; Aldán et al. 2004; Romero-Castañón et al. 2008; Güiris-Andrade et al. 2009; Chen et al. 2012; McConnell y Zavada, 2013; Güiris et al.2017).

En este estudio, los taxones que se reportan por primera vez para la danta centroamericana son el género *Kiluluma*, los protozoos comensales *Buisonella tapiri* y *Blepharocorys cardionucleata*, han sido registrados anteriormente solo en la danta suramericana (*T. terrestris*) (Wolska y Piechaczek, 1970; Mcconnell y Zavada, 2013). Mientras que *Strongylus vulgaris*, reportado en caballos no tiene registros para la danta (Nielsen et al. 2008; Nielsen et al, 2014).

Kiluluma sp. se identificó por medio de nematodos adultos y por sus huevos en el 17,44% de las muestras de heces, este género no ha sido reportado por otros autores, para la danta centroamericana en Costa Rica y Mesoamérica. Sin embargo, con las claves existentes de nematodos adultos de vertebrados no fue posible identificar la especie (Travassos, 1929; Anderson et al. 2009), ya que es una especie diferente en su morfología y morfometría, a todas las especies conocidas del género *Kiluluma* y reportadas para rinocerontes en África y la danta suramericana (Travassos, 1929; Beveridge y Jabbar, 2013). Esto sugiere que puede ser una nueva especie del género *Kiluluma* con base a sus características morfológicas y morfométricas; sin embargo, se requiere realizar una secuenciación del ADN de los parásitos adultos para confirmar que se trata de una nueva especie (Comunicación personal I. Beveridge, 2017).

La familia Anoplocephalidae fue registrada en el 69.40% de las muestras. Esta familia, igualmente fue reportada para la danta centroamericana en un muestreo de cinco dantas en el Parque Nacional Corcovado (Paras et al. 1996). Sin embargo, la familia Anoplocephalidae no fue reportada en un estudio realizado en México para la danta centroamericana por Aldán et al. (2004). Los primeros registros de la familia Anoplocephalidae en dantas, fueron hechos por Johann Natterer en ejemplares de *T. terrestris* (Linnaeus 1758) de Brasil (Guerrero y Castellanos, 2016).

La familia Anoplocephalidae tiene un ciclo de vida indirecto; los huevos liberados por defecación son consumidos por un huésped intermediario (artrópodos), los cuales luego caminan sobre la vegetación y son consumidos por el huésped definitivo que es la danta (Knapp et al, 1997). Este grupo de parásitos puede provocar en los perisodáctilos obstrucción intestinal mecánica (Mehlhorn, 2015). Además, la familia Anoplocephalidae no se alimenta directamente del huésped sino que puede absorber nutrientes a nivel intestinal. Esto puede ser perjudicial para la danta debido a la mala absorción de nutrientes y a daños en la pared intestinal, especialmente cuando hay una alta intensidad de infección (Zajac y Conboy, 2012; Quse y Fernandes- Santos, 2014). En la familia Equidae, por ejemplo, puede producir ulceración intestinal, cólicos y potencialmente la mortalidad (Williamson et al. 1998; Pavone et al. 2010; Zajac y Conboy, 2012).

Se ha demostrado que los parásitos afectan la tasa de crecimiento del huésped (Forbes et al. 2000; Collyer y Stockwell, 2004), la fecundidad (Forbes, 1993, Albon et al. 2002; Irvine, 2006) y la longevidad (Gulland, 1992; Murray et al. 1997; Collyer y Stockwell, 2004). Por lo tanto, es importante para los conservacionistas, evaluar los impactos que produce esta familia de parásitos en el desempeño reproductivo de poblaciones amenazadas, ya que maximizar el desempeño de la población se considera clave para los esfuerzos de conservación a largo plazo (Mangini y Fernandes- Santos, 2014). Sin embargo, en la danta centroamericana no se han realizado estudios que reporten o descarten signos de enfermedad ocasionados por la familia Anoplocephalidae (McConnell y Zavada, 2013; Guerrero y Castellanos, 2016).

El nematodo recientemente descrito *Tziminema unachi*, fue identificado, en este estudio, por las características morfológicas de nematodos adultos y por sus huevos en el 25.97% de las muestras de heces. El parásito *T. unachi*, se describió a partir del ciego y el colon de una danta centroamericana, encontrada muerta en la Reserva de la Biósfera El Triunfo, estado de Chiapas, México (Güiris- Andrade et al, 2017). Según Güiris- Andrade et al. (2017), el nuevo género *Tziminema* difiere de los otros nueve géneros incluidos en la subfamilia Strongylinae por dos características principales: que tiene de siete a nueve estructuras similares a dientes dirigidas hacia atrás en el extremo anterior de la cápsula bucal, y la superficie externa de la cápsula bucal es muy estriada. Estas características concuerdan con los nematodos adultos recolectados en este estudio, por lo que, se presume que corresponde a este nuevo género y especie. Sin embargo, la información sobre este nuevo nematodo es limitada a su descripción y no se relaciona, por el momento, como causante de enfermedad en la danta centroamericana (Güiris- Andrade et al, 2017).

Balantidium coli, se encontró en el 4.26% de las muestras de heces y anteriormente fue reportado por Padilla y Dowler (1994), en la recopilación hecha de la danta suramericana, así como por Aldán et al. (2004) en México para la danta centroamericana. *Balantidium coli* es un protozoo común de suinos domésticos y silvestres (Mehlhorn, 2015). Además, es el único protozoo ciliado, reportado, que infecta el tracto gastrointestinal de los humanos (Ponce-Gordo y Jirku Pomajbíková, 2017).

Balantidium coli, posee la capacidad de enquistarse cuando las condiciones ambientales no son favorables para su supervivencia, y esto podría inferirse como una de las causas por las cuales se observaron los quistes durante este estudio (Mehlhorn, 2015). La transmisión de un individuo infectado a otro es la ruta fecal-oral en el que cuerpos de agua o los alimentos contaminados son los principales modos de transmisión (Ponce-Gordo y Jirku Pomajbíková, 2017). El contacto cercano con cerdos domésticos y fuentes de agua son los principales factores de riesgo asociados con la infección por el parásito en animales silvestres (Ponce-Gordo y Jirku Pomajbíková, 2017). De esta manera, en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca, aunque aún no ha sido reportada, debe evitarse el posible traslape entre animales domésticos y silvestres (González-Maya y Mata- Lorenzen, 2008).

Los humanos se infectan por la ingestión, poco frecuente, de alimentos y agua contaminados por quistes (Mehlhorn, 2015). En la mayoría de los casos, *B. coli* no se considera un problema de salud pública porque las infecciones generalmente son asintomáticas; sin embargo, en algunas circunstancias (todavía no claramente determinadas), el parásito podría invadir la mucosa intestinal y causar una enfermedad conocida como disentería balantidial (balantidiasis), que podría ser fatal para el humano (Ponce-Gordo y Jirku Pomajbíková, 2017). El crecimiento de la población humana, la fragmentación y degradación del hábitat, el aislamiento de poblaciones silvestres y una mayor proximidad de los humanos a la vida silvestre puede ser una potencial vía para la transmisión de este protozoo a los humanos (Deem et al. 2001), por lo que es importante evitar estos cambios antropogénicos en el área de estudio. Actualmente no se ha informado que, en la danta centroamericana se presenten síntomas o signos de enfermedad, sin embargo, en dantas de malasia (*Tapirus indicus*) cautivas, *Balantidium coli* ha causado diarrea, lo que puede ser perjudicial para los esfuerzos de conservación en especies amenazadas (Ramsay y Zainuddin, 1993; Mustapa et al. 2014).

La familia Ascarididae se encontró en el 1.55% de las muestras de heces, al igual que en este estudio, esta familia ha sido reportada para la danta centroamericana el Parque Nacional Corcovado por Paras- García et al. (1996). También se reporta para la danta suramericana y el tapir de montaña (*T. pinchaque*) (McConnell y Zavada, 2013; Quse y Fernandes-Santos, 2014). Su frecuencia puede ser explicada porque sus huevos persisten en el ambiente durante largos períodos de tiempo y pueden permanecer infecciosos durante años (Rondón et al. 2017). Los Ascarididae son una familia de nematodos parásitos, comúnmente conocidos como gusanos redondos intestinales, que afecta a humanos, animales domésticos y silvestres (Roepstorff et al. 2011; Taylor et al. 2016). Los Ascarididae son encontrados frecuentemente en muestras fecales de dantas en vida libre sin problemas clínicos asociados (Quse y Fernandes-Santos, 2014).

En este estudio se encontraron tres especies de protozoos, estos son: *Balantidium coli*, *Buisonella tapiri* y *Blepharocorys cardionucleata*, lo que coincide con lo reportado por Wolska y Piechaczek (1970). Una larga lista de ciliados encontrados en el intestino de los Equidae sugiere qué podría haber una diversidad similar en la familia Tapiridae (Kirkpatrick y Saik, 1988; Gürelli et al. 2015). Pero hasta ahora, solo se han descrito tres especies en el intestino de la danta suramericana (Wolska y Piechaczek, 1970). *Buisonella tapiri* y *Blepharocorys cardionucleata* son comensales de la danta suramericana, por lo que no se descarta que también sean protozoos comensales para la danta centroamericana (Wolska y Piechaczek, 1970).

Strongylus vulgaris se encontró en el 7.75% de las muestras de heces en este estudio, su presencia no ha sido reportada para la danta centroamericana en otros estudios; sin embargo, el género *Strongylus* spp. sí ha sido registrado en México para la danta centroamericana por Aldán (2004). *Strongylus vulgaris* es considerado un parásito de animales domésticos (Nielsen et al. 2014). La presencia de *Strongylus vulgaris*, en animales silvestres, ha sido relacionada por otros autores con la competencia por alimento entre animales domésticos y silvestres (Mehlhorn, 2015). Además, Ezenwa (2002) encontró que el solapamiento del hábitat entre animales domésticos y silvestres tiene un efecto positivo sobre la abundancia de este helminto, por lo que, se puede sugerir la posibilidad que exista una transmisión cruzada de parásitos por un traslape entre fauna silvestre y doméstica en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca.

El aumento en el contacto entre la vida silvestre y los animales domésticos es motivo de gran preocupación debido al potencial que representa para la aparición de enfermedades y propagación de parásitos no nativos a las especies amenazadas; lo cual puede ser un factor limitante para la sobrevivencia de la especie (Daszak et al. 2000). *Strongylus vulgaris* causa una tromboembolia por sus larvas infectivas estadio cuatro (L4) y adultos inmaduros, este se asocia con un síndrome de cólico doloroso y a menudo fatal, caracterizado por isquemia e infarto de segmentos intestinales en la familia Equidae (Duncan y Pirie 1975; Nielsen et al. 2014). En los equinos es considerado el parásito helminto más patógeno, pero en la familia Tapiridae, por falta de estudios, no se puede descartar signos o síntomas de enfermedad (Pilo et al. 2012; Flanagan et al. 2013).

Cryptosporidium parvum y *Giardia duodenalis* fueron dos parásitos zoonóticos analizados en las muestras de heces de danta; sin embargo, a pesar que las muestras fueron negativas en este estudio, esto difiere con otros estudios donde han sido reportados a nivel genérico para la danta centroamericana (Ramsay y Zainuddin, 1993; Chen et al. 2012). La contaminación ambiental con material fecal de humanos y animales domésticos se reconoce como una vía potencial de patógenos para infecciones de fauna silvestre con parásitos zoonóticos como *Giardia* y *Cryptosporidium*; tales infecciones pueden poner en riesgo a las poblaciones de vida silvestre (Appelbee et al. 2005).

La similitud observada en las comunidades parasitaria de las letrinas, sugiere que las condiciones ecológicas de los sitios también fueron similares. Esto puede deberse a las variables ambientales de la región, donde las temperaturas son bajas y las características boscosas son similares (Acha y Szyfres, 2003; González-Maya y Schipper, 2009). Además, a medida que disminuye el hábitat disponible, en este caso, la danta se agrupa en los fragmentos restantes con la consecuencia de facilitar la transmisión de los parásitos en la población y poseer una composición parasitaria semejante en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca (Nunn et al. 2003).

Según el análisis de ordenación el tipo de cobertura es determinante para la composición de PGI en las letrinas de danta centroamericana, así como también la distancia a fincas ganaderas. Al no conocer los individuos muestreados en este estudio, solamente se puede inferir la relación de estas variables con la ubicación y composición de PGI en las letrinas. La relación de los sitios de muestreo (letrinas) y variables de tipo cobertura (bosque y páramo) confirman que la danta centroamericana utiliza tierra firme como sitio (letrinas) de defecación (Fragoso, 1997).

En este estudio, se relacionó la variable distancia a las fincas ganaderas con los sitios de muestreo y la composición de PGI encontrados en la danta centroamericana. Esta variable puede interferir en el complejo ciclo de los parásitos de perisodáctilos, domésticos y silvestres (Page y Swihart, 1998). El ciclo de la mayoría de parásitos, generalmente, implica un desarrollo parcial fuera del huésped, lo que facilita la transmisión de parásitos entre especies silvestres y domésticas, incluso cuando fincas de ganado y la población de danta centroamericana no entren en contacto directo (Morgan et al. 2004). Esto puede amenazar especialmente la salud de especies amenazadas (Page y Swihart, 1998). En este estudio, se encontró en las letrinas el nematodo más patógeno presente en equinos domésticos y considerado no nativo para la danta centroamericana (Nielsen et al. 2014). Huevos de parásitos no nativos como *Strongylus vulgaris* se acumulan en las heces y letrinas de la danta centroamericana y estos huevos pueden permanecer viables en el medio ambiente durante años (Pilo et al. 2012; Flanagan et al. 2013). Estudios previos han indicado que las letrinas de la fauna silvestre pueden funcionar como focos de parásitos no nativos, y probablemente sirven como fuentes de infección a largo plazo para animales susceptibles, por lo que es necesario mantener un monitoreo de estos sitios y comprender la interrelación de animales domésticos y las enfermedades en la vida silvestre (Page y Swihart, 1998).

CONCLUSIONES

El número de PGI para la danta centroamericana en este estudio, fue menor de lo que estaba reportado, siendo estos ocho taxones. Sin embargo, cuatro de estos taxones no habían sido reportados anteriormente para Mesoamérica y para la danta centroamericana. Además, se sugiere que el parásito *Kiluluma* sp. puede ser una nueva especie. También se identificó un parásito de animales domésticos y un parásito zoonótico que sugiere la transmisión cruzada de parásitos entre fauna silvestre, animales domésticos y humanos.

Las letrinas fueron similares en cuanto a su composición de parásitos gastrointestinales. Además, la relación entre las letrinas y las cinco variables ambientales analizadas sugiere que la composición de parásitos gastrointestinales y la ubicación de las letrinas pueden estar explicadas por el tipo de cobertura (bosque nuboso primario y páramo) y la variable de distancia a fincas ganaderas.

RECOMENDACIONES

El muestreo fecal no invasivo demostró ser una técnica efectiva para estudiar la fauna parasitaria de especies amenazadas y, por lo tanto, su estado de salud. Sin embargo, el examen fecal tiene fuertes limitaciones, especialmente en el momento de la identificación de la danta, la especie del parásito y las estimaciones de la carga parasitaria de cada danta. Las técnicas moleculares y la extracción de ADN de los huevos de parásitos hallados durante los exámenes fecales ayudarían a superar estas dificultades, y también podrían ser una herramienta útil para evaluar el riesgo de transmisión cruzada entre los humanos y los animales domésticos y la vida silvestre.

Si se cuenta con los recursos económicos necesarios, se deben realizar más estudios para evaluar el impacto de los parásitos intestinales en la salud de la danta centroamericana, comparando la presencia de parásitos con parámetros clínicos, bioquímicos y hematológicos. Además, se debe continuar con la recolección de muestras no invasivas a largo plazo (época lluviosa y seca) para dar seguimiento a la detección de parásitos nativos y de animales domésticos en la danta centroamericana.

Es necesario comparar la prevalencia de parásitos gastrointestinales de animales domésticos cerca del área de estudio para evaluar el estado sanitario de estos animales y evitar la posible transmisión de patógenos no nativos.

Es necesario divulgar a pobladores de la zona de amortiguación, cercana al área de estudio, información acerca del potencial de transmisión cruzada de parásitos gastrointestinales entre los humanos, animales domésticos y fauna silvestre. Debido a que el aumento en el contacto vida silvestre, humanos y animales domésticos representa una amenaza para la aparición de enfermedades parasitarias que amenazan tanto a la vida silvestre como a la salud humana.

IMPLICACIONES PARA LA CONSERVACION DE LA VIDA SILVESTRE

La danta centroamericana es considerada una especie amenazada (Acosta et al. 2013). Dado su estado de conservación, la mayoría de los estudios parasitológicos se basan únicamente en la información que podemos obtener de individuos *ex situ* (Centoducatte et al. 2011). El muestreo fecal no invasivo demostró ser una técnica efectiva para estudiar la fauna parasitaria de especies amenazadas *in situ* en este estudio. Sin embargo, el examen fecal tuvo limitaciones, especialmente en el momento de la identificación de la especie del parásito y las estimaciones de prevalencia de PGI por danta (Braga et al. 2010). A pesar de esto, en este estudio, se logró identificar un parásito no nativo y un parásito zoonótico, de tal forma que el muestreo fecal puede ser una herramienta útil para la conservación evaluando el riesgo de transmisión de PGI cruzada entre los humanos, la fauna doméstica y la vida silvestre (Knapp et al. 1997).

Los parásitos reportados en las muestras heces de la danta centroamericana *Strongylus vulgaris* y *Balantidium coli*, ya han sido reportados como parásitos de humanos y animales domésticos. El ciclo de transmisión de parásitos entre humanos animales domésticos y animales silvestres se ve favorecido debido a la fragmentación de los hábitats naturales, situación que promueve cambio en la ecología de los hospedadores, de los parásitos o de ambos (McCallum y Dobson, 2008). El aumento en el contacto vida silvestre y ganado es de gran preocupación debido al potencial que representa para la aparición de enfermedades y la diseminación de parásitos que amenazan tanto a la vida silvestre como a la salud humana (Daszak et al. 2000).

La presencia de parásitos intestinales no nativos, en combinación con factores como la fragmentación de áreas, caza y escasez de recursos alimentarios, puede representar una amenaza para poblaciones en riesgo, como la de danta centroamericana (Braga et al, 2010). Los resultados como los que se presentan en este estudio pueden proporcionar la línea base para modelos de flujo entre parásitos, animales domésticos y animales silvestres, lo que posibilita conocer cadenas de transmisión de enfermedades emergentes (Brandao, 2007).

Los datos descriptivos como los presentados en este estudio no posibilitan la cuantificación del impacto de parasitosis sobre la población de danta centroamericana en la Cordillera de Talamanca. Sin embargo, los parásitos encontrados son patógenos y con potencial zoonótico, siendo capaces de colaborar en el declive de la población (McCallum y Dobson, 2008).

Conocer y comprender los parásitos presentes en las poblaciones de animales domésticos que viven en la zona de amortiguación de áreas de conservación es esencial para acciones de manejo y conservación de la fauna, en el interior de la región noroeste de la Cordillera de Talamanca (Braga et al. 2010). Este tipo de monitoreo demanda un enfoque multidisciplinario, con la participación de epidemiólogos, veterinarios y biólogos de la conservación, con el propósito de adoptar medidas mitigadoras que contribuyan a la conservación de poblaciones de especies amenazadas, como la danta centroamericana.

LITERATURA CITADA

Acha, P.N. y B. Szyfres. 2003. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Parasitosis. Organización Panamericana de la Salud. 3: 15-18

Acosta, I. C. L., Da Costa, A. P., Nunes, P. H., Gondim, M. F. N., Gatti, A., Rossi Jr, y Marcili, A. 2013. Morphological and molecular characterization and phylogenetic relationships of a new species of trypanosome in *Tapirus terrestris* (lowland tapir), *Trypanosoma terrestris* sp. nov., from Atlantic Rainforest of southeastern Brazil. Parasites y Vectors. 6: 1–12.

Acosta, L., León-Quinto, T., Bornay-Llinares, F. J., Simón, M. A., y Esteban, J. G. 2011. Helminth parasites in faecal samples from the endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*). Veterinary Parasitology, 179(1–3): 175–179.

Aguiar, D. M., Wolf, R. W., Rossi, R. V, Sinkoc, A. L., y Pacheco, R. C. 2016. Endoparasites of wild animals from three biomes in the State of Mato Grosso, Brazil, Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia. 571–578.

Albon, S.D., Stien, A., Irvine, R.J., Langvatn, R., Ropstad, E. y Halvorsen, O. 2002. The role of parasites in the dynamics of a reindeer population. Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences. 269: 1625-1632.

Aldán, E. C., Torres, I. L., Marcelino, D., Andrade, G., Sarabia, D. O., y M, M. T. Q. 2004. Parásitos del tapir centroamericano *Tapirus bairdii* (Perissodactyla : Tapiridae) en Chiapas , México. Revista Biología Tropical. 1: 445–450.

Anderson, R.C., Chabaud A.G.y Willmot S. 2009. Keys to the nematode parasites of vertebrates. CABI. 463

Anderson, R.C., Chabaud, A.G. y Willmott, S. 2009 Keys to the nematode parasites of vertebrates. Archival volume. CABI International. USA

- Appelbee, A. J., Thompson, A. y Olson, M.E. 2005. Giardia and Cryptosporidium in mammalian wildlife – current status and future needs. *TRENDS in Parasitology*. 21(8): 370-376.
- Beltrán-Saavedra, L.F., Angulo, S. y González, J.L. 2009. Uso de metodologías de censos muestrales indirectos de fecas para evaluar endoparásitos en mamíferos silvestres: Un ensayo en la Reserva Privada San Miguelito, Santa Cruz, Bolivia. *Ecología en Bolivia*. 44(1): 56-61
- Beveridge, I., y Jabbar, A. 2013. New species of *Kiluluma* Skrjabin, 1916 (Nematoda: Strongylida) from the white rhinoceros *Ceratotherium simium* (Burchell), with a redescription of *K. solitaria* Thapar, 1924. *Systematic Parasitology*, 85(2): 131–145.
- Bongers, T., y Ferris, H. 1999. Nematode community structure as a bioindicator in environmental monitoring. *Tree*. 14(6): 224-228
- Braga, R. T., Vynne, C., y Loyola, R. D. 2010. Fauna parasitária intestinal de *Chrysocyon brachyurus* (lobo-guará) no Parque Nacional das Emas. *Bioikos*, 24(1): 49–55.
- Brandão, M.L. 2007. Helmintos de mamíferos da região do Parque Nacional Serra da Capivara, Sudeste do Piauí: diversidade e influências antrópicas. Dissertação, Escola Nacional de Saúde Pública.
- Centoducatte, L. D., Moreira, D. de O., Seibert, J. B., Gondim, M. F. N., y Gatti, A. 2011. *Tapirus terrestris* occurrence in a landscape mosaic of Atlantic Forest and Eucalyptus monoculture in southeast Brazil. *Tapir Conservation*, 20(28): 16–19.
- Chen, S.H., Ai I y Cai Y.C. 2012. Diagnosis of *Cryptosporidium suis* infection of Baird's tapir. *Journal of Animal and Veterinary Advances*. 11: 627–30.
- Cleaveland, S., Mlengeya, T., Kaare, M., Haydon, D., Lembo, T., Laurenson, M. K., y Packer, C. 2007. The conservation relevance of epidemiological research into carnivore viral diseases in the serengeti. *Conservation Biology*, 21(3): 612–622.

- Collyer, M.L. y Stockwell, C.A. 2004. Experimental evidence for costs of parasitism for a threatened species, White Sands pupfish (*Cyprinodon tularosa*). *Journal of Animal Ecology*. 73: 821-830.
- Daszak, P., Cunningham, A. y Hyatt A. 2000. Emerging Infectious Diseases of Wildlife Threats to Biodiversity and Human Health. *Science*. 287(5452): 443-449.
- Deem, S. I., Karesh, W.B., y Weisman W. 2001. Putting Theory into Practice: Wildlife Health in Conservation. *Conservation Biology*. 15 (5): 1224-1233
- Duncan, J.L, y Pirie, H.M. 1975. The pathogenesis of single experimental infections with *Strongylus vulgaris* in foals. *Research in Veterinary Science* 18:82–93
- Durette-Desset MC, Chabaud AG, Sutton CA. 1997. *Tapironema coronatum* n. gen., n. sp. (Trichostrongyloidea-Cooperiidae-Obeliscoidinae), a parasite of *Holochilus brasiliensis* and *Tapirus terrestris*. *Parasite*. 4(3):227-232.
- Dwight, D.B. 2014. GEORGIS Parasitology for veterinarians. 10TH ed. ELSEVIER. U.S.A.
- Ezenwa, V.O. 2003. Habitat overlap and gastrointestinal parasitism in sympatric African bovids. *Parasitology* 126: 379-388.
- Fiorello, C. V, Noss, A. J., y Deem, S. L. 2006. Demography , Hunting Ecology , and Pathogen Exposure of Domestic Dogs in the Isoso of Bolivia, 20(3): 762–771.
- Forbes, A.B., Huckle, C.A., Gibb, M.J., Rook, A.J. y Nuthall, R. 2000. Evaluation of the effects of nematode parasitism on grazing behaviour, herbage intake and growth in young grazing cattle. *Veterinary Parasitology*. 90: 111-118.
- Forbes, M.R.L. 1993. Parasitism and host reproductive effort. *Oikos*, 67: 444-450.
- Flanagan, K.L., Morton, J.M. and Sandeman, R.M. 2013. Prevalence of infection with gastrointestinal nematodes in Pony Club horses in Victoria. *Australian Veterinary Journal* 91: 241 -245.

- Fragoso, J.M. 1997. Tapir-generated seed shadows: scale-dependent patchiness in the Amazon rain forest. *Journal of Ecology* 85:519-529
- García, M., Jordan, C., O´Farril, G., Poot, C., Meyer, N., Estrada, N., Leonardo, R., Naranjo, E., Simons, A., Herrera, A., Urgilés, C., Schank, C., Boshoff, L. y Ruiz-Galeano, M. 2016. *Tapirus bairdii*. The IUCN Red List of Threatened Species.
- González-Maya, J. F., y Schipper, J. 2009. Elevational Distribution and Abundance of Baird’s Tapir (*Tapirus bairdii*) at different Protection Areas in Talamanca Region of Costa Rica. *Tapir Conservation*, 18(25): 29–35.
- González-Maya, J.F.; Finegan, B.G., Schipper, J. y Casanoves, F. 2008. Densidad absoluta y conservación del jaguar y sus presas en la región Talamanca, Pacífico, Costa Rica. The Nature Conservancy. San José, CR. 49.
- González-Maya, J.F.y Mata-Lorenzen, J. 2008. Dung-beetles (Coleoptera: Scarabeidae) from the Zona Protectora Las Tablas, Talamanca, Costa Rica. 4(4):458–463.
- Guerrero, R., y Castellanos, A. 2016. Primer reporte del género *Flabellioskrjabinia* (Cestoda: Anoplocephalidae) en tapir de montaña (*Tapirus pinchaque*) (MAMMALIA: Tapiridae) de Ecuador. *Acta Biologica Venezuela.*, 36(1): 71–75.
- Güiris, A. D.M., Ocegüera-Figueroa A., Osorio-Sarabia D., Pérez-Escobar M.E., Nieto Lopéz M.G., Rojas-Hernández N.M., G.-P. L. 2017. *Tziminema unachi* n . gen ., n . sp . (Nematoda : Strongylidae : Strongylinae) parasite of Baird ’ s tapir *Tapirus bairdii* from Mexico. *Journal of Helminthology*, 5:1–8.
- Güiris-Andrade, D.M., Rojas-Hernández, N.M., Berovides-Álvarez, V., Cruz Aldán, E., Moguel Acuña, J.A., Pérez-Escobar, M.E. y Palacios Mendoza, M.G. 2009. Primer registro de *Probstmayria tapiri* (Nematoda: Atractidae) en *Tapirus bairdii* (Gill, 1865) de La Sierra Madre de Chiapas, México. *Acta Zoológica Mexicana* 25: 83–91.

Gulland, F.M.D. 1992. The role of nematode parasites in Soay sheep (*Ovis aries* L.) mortality during a population crash. *Parasitology*: 105: 493-503.

Gürelli, G., Canbulat, S., y Aldayarov, N. 2015. Fecal ciliate composition of domestic horses (*Equus caballus* Linnaeus, 1758) living in Kyrgyzstan. *Zootaxa*, 4039(1): 145–156.

Hammer, O., Harper, D. A. T. y Ryan, P. D. 2017. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica*. Programa y guía de uso [consultado 3 marzo 2018]. Disponible en: <http://palaeo-electronica.org/20011/past/issue101.htm>

Hernandez- Divers, A. S. M., Aguilar, R., Leandro-loria, D., y Foerster, R. 2005. Health Evaluation of a Radiocollared Population of Free-Ranging Baird Tapirs (*Tapirus bairdii*) in Costa Rica. *American Association of Zoo Veterinarians*. 36(2): 176–187.

Jacobson, J.E., Kazacos, K.R. y Montague, JR. 1982. Prevalence of eggs of *Baylisascaris procyonis* (Nematoda: Ascaridoidea) in raccoon scats from an urban and rural community. *Journal of Wildlife Diseases*., 18:461–464

Junker, K., Horak, I. G., y Penzhorn, B. 2015. International Journal for Parasitology : Parasites and Wildlife History and development of research on wildlife parasites in southern Africa , with emphasis on terrestrial mammals , especially ungulates. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. 4(1): 50–70.

Kappelle, M. 1996. Los Bosques de Roble (*Quercus*) de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica: Biodiversidad, Ecología, Conservación y Desarrollo. Amsterdam, Heredia, Costa Rica, Universidad de Amsterdam- INBio.

Kazacos y Boyce W. M.. 1989. *Baylisascaris* larva migrans. *Journal of the American Veterinary Medical Association*., 195:894–903.

Kirkpatrick C.E. y Saik J.E. 1988. Ciliated protozoa in the colonic wall of horses. *Journal of comparative pathology*. 98(2): 205-212

Knapp, S.E., Krecek, R.C., Horak, I.G. y Penzhorn, B.L. 1997 Helminths and arthropods of black and white rhinoceroses in Southern Africa. *Journal of Wildlife Diseases*, 33, 492-502.

Lira Torres, I., Aldán, E. C., Andrade D.M., Oso- rio S. D., y Quintero, M.T. 2001. Identification of ecto and endoparasites in the Central American tapir *Tapirus bairdii*, in Chiapas, México. Book of Abstracts, First International Tapir Symposium; 3–8 Nov 2001, San Jose, Costa Rica.

Mangini, P. R., Medici, E. P., y Fernandes- Santos, R. C. 2012. Tapir health and conservation medicine, 331–345.

Mangini, P. R., y Fernandes-Santos, R. C. 2014. Health assessment of wild lowland tapir (*Tapirus terrestris*) populations in the atlantic forest and Pantanal biomes, Brazil (1996-2012). *Journal of Wildlife Disease* 50(4): 817–828.

McCallum, H., y Dobson, A. 2008. Disease, habitat fragmentation and conservation. *Hungarian Quarterly*, 49(191): 2041–2049.

McConnell, S. M., y Zavada, M. S. 2013. The occurrence of an abdominal fauna in an articulated tapir (*Tapirus polkensis*) from the Late Miocene Gray Fossil Site, northeastern Tennessee. *Integrative Zoology*, 8(1): 74–83

Medici, E. P., Mangini, P. R., y Fernandes-Santos, R. C. 2014. Health assessment of wild lowland tapir (*Tapirus terrestris*) populations in the atlantic forest and pantanal biomes, Brazil (1996–2012). *Journal of Wildlife Diseases*, 50(4): 817–828.

Meffe, G. K. 1999. Conservation medicine. *Conservation Biology* 13: 953-954

Mehlhorn H. 2015. *Encyclopedia of parasitology*. Springer. 3985

Murray, D.L., Cary, J.R. y Keith, L.B. 1997. Interactive effects of sublethal nematodes and nutritional status on snowshoe hare vulnerability to predation. *Journal animal ecology*. 66:250-264.

Murray, D. L., Kapke, C. A., Evermann, J. F., y Fuller, T. K. 1999. Infectious disease and the conservation of free-ranging large carnivores. *Animal Conservation*, 2(4): 241–254.

Mustapa, M. S., Ismail, A., Rahman, F., Naim, M., y Ramli, H. 2014. Preliminary study on the occurrence of intestinal parasites in Malayan tapir (*Tapirus indicus*) in Zoo Negara, Malaysia. *Journal of Tropical Biology and Conservation*, 11(1993): 97–101.

Naranjo, E.J. y E. Cruz. 1998. Ecología del tapir en la Reserva de la Biósfera La Sepultura. *Acta Zoológica Mexicana* 73:111-125.

Naranjo, E.J., y Vaughan, C. 2000. Ampliación del ámbito altitudinal del tapir Centroamericano (*Tapirus bairdii*). *Revista de Biología Tropical* 48:724.

Nielsen, M. K., Peterson, D. S., Monrad, J., Thamsborg, S. M., Olsen, S. N., y Kaplan, R. M. 2008. Detection and semi-quantification of *Strongylus vulgaris* DNA in equine faeces by real-time quantitative PCR. *International Journal for Parasitology*, 38(3–4): 443–453.

Nielsen, M. K., Vidyashankar, A. N., Bellaw, J., Gravatte, H. S., Cao, X., Rubinson, E. F., y Reinemeyer, C. R. 2014. Serum *Strongylus vulgaris*-specific antibody responses to anthelmintic treatment in naturally infected horses. *Parasitology Research*, 114(2): 445–451.

Nunn CL, Altizer SM, Jones KE y Sechrest W. 2003. Comparative tests of parasite species richness in primates. *American Naturalist* 162:598–614.

Padilla, M. y Dowler R.C. 1994. *Tapirus terrestris*. *American Society of Mammalogists*. 481: 1-8.

Page, I. K. y Swihart, R.K. 1998. Raccoon Latrine Structure and its potential role in transmission of *Baylisascaris procyonis* to Vertebrates. *American Midland Naturalist*. 40:180-185

Paras- García, A., Forester C.R. y Leandro D. 1996. Inmobilization of free ranging baird's tapir (*Tapirus bairdii*). *Proceedings American Association of Zoo Veterinarians*. 12-17.

- Pavone, S., Veronesi, F., Piergili Fioretti, D. y Mandara, M.T. 2010. Pathological changes caused by *Anoplocephala perfoliata* in the equine ileocecal junction. *Veterinary Research Communications*, 34: S53-S56.
- Pilo, C., Altea, A., Pirinob, S., Nicolussic, P., Varcasia, A., Genchid, M. and Scalaa, A. 2012. *Strongylus vulgaris* (Looss, 1900) in horses in Italy: Is it still a problem?. *Veterinary Parasitology*. 184: 161 -167.
- Polley, L., y Thompson, A. 2015. Parasites and wildlife in a changing world. *Trends in Parasitology*, 31(4): 123–124.
- Ponce-Gordo, F., Jirku-Pomajbíková, K. 2017. *Balantidium coli*. *Global Water Pathogens Project*. 3: 3-14.
- Pukazhenti BS, Padilla LR y Togna GD et al. 2008. Biomedical survey of Baird's tapir (*Tapirus bairdii*) in captivity in Panama. *Book of Abstracts, Fourth International Tapir Symposium*; 26 Apr–01 May 2008, Quintana Roo, Mexico. IUCN/SSC Tapir Specialist Group.
- QGIS Development Team. 2016. QGIS Geographic Information System. Open Source Geospatial Foundation Project.
- Quse, V., y Fernandes-Santos, R.C.,. 2014. Tapir Veterinary Manual. 2nd Edition. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG). 155
- Ramsay y Zainuddin. 1993. Infectious diseases of the rhinoceros and tapir. *Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy* 3: 459-466.
- Rodríguez-Herrera B., Chinchilla, F.A. y May-Collado, J.M. 2002. Lista de Especies, endemismo y conservación de los mamíferos de Costa Rica. *Revista Mexicana de Mastozoología*. 6:19-41.
- Roepstorff, A., Mejer, H., Nejsun, P. y Thamsborg, S.M. 2011. Helminth parasites in pigs: new challenges in pig production and current research highlights. *Veterinary Parasitology*. 180:72-81.

Romero-Castañón S., Ferguson B.G., Güiris D., Gonzalez D., López S., Paredes A. y Weber M. 2008. Comparative parasitology of wild and domestic ungulates in the Selva Lacandona, Chiapas, Mexico. *BiOne*. 75(1):115-126.

Rondón, S., Ortiz, M., León, C., Galvis, N., Link, A., y González, C. 2017. Seasonality, richness and prevalence of intestinal parasites of three neotropical primates (*Alouatta seniculus*, *Ateles hybridus* and *Cebus versicolor*) in a fragmented forest in Colombia. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 6(3): 202–208.

Santos, R.C.F. 2011. Importância de mamíferos neotropicais na epidemiologia de protozooses: diagnóstico, caracterização molecular e aspectos ecológicos da infecção por *Giardia* e *Cryptosporidium*. Universidade de São Paulo, São Paulo, Brazil. 165

Sheppard y K. R. Kazacos. 1997. Susceptibility of *Peromyscus leucopus* and *Mus musculus* to infection with *Baylisascaris procyonis*. *Journal of Parasitology*. 83:1104–1111

Taylor H.L., Spagnoli S.T., Calcutt y Kim D.Y. 2016. Aberrant *Ascaris suum* Nematode Infection in Cattle Missouri, USA. *Emerging Infectious Diseases*. 22(2): 339-340.

Thompson, R.A., Kutz, S.J. y Smith, A. 2009. Parasite Zoonoses and Wildlife: Emerging Issues. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 6: 678-693.

Thompson, R.C.A.; Traub, R.J. Parameswaran, N. 2007. Molecular epidemiology of food borne parasitic zoonoses. Springer: New York, U.S.A.

Tobler, M. W. 2002. Habitat use and diet of baird's tapirs (*Tapirus bairdii*) in montane cloud forest of the Cordillera de Talamanca, Costa Rica. *Biotropica*, 34(3), 468–474.

Travassos, L. 1929. Contribuicao ao conhecimento dos Strongyloidea parásitos do *Tapirus Americanus*. *Memorias do instituto Oswaldo Cruz*.

Vicente, J.J., Rodrigues, H., Gomes, D.C. y Pinto, R.M. 1997. Nematóides do Brasil. Parte V: Nematóides de mamíferos. *Revista Brasileira Zoológica*. 14 (1): 1-452

Weinstein, S.B. y Lafferty K.D. 2015. How do humans affect wildlife nematodes? Trends in Parasitology. 21(5): 222-227

Williamson, R.M., Beveridge, I. y Gasser, R.B. 1998. Coprological methods for the diagnosis of *Anoplocephala perfoliata* infection of the horse. Australian Veterinary Journal, 76, 618-621

Wobeser, G. 2002. Disease management strategies for wildlife, 21(1):159–178.

Wolf, L.L., F.G. Stiles., y F.R. Hainsworth. 1976. Ecological organization of a tropical, Highland hummingbird community. Journal of Animal Ecology. 45: 349 – 379.

Wolska M. y Piechaczek H. 1970. Some intestinal ciliates from American tapir (*Tapirus terrestris* L.). Acta Protozoologica. Vol. VII. 16: 221-229

Zajac, A. M., y G. A Conboy. 2012. Veterinary clinical parasitology. 8th ed. Blackwell, U.S.A

Comunicación personal

Ph.D. Ian Beveridge , profesor, Department of Veterinary Science, Veterinary Clinical Centre, University of Melbourne, Werribe, VIC 3030, Australia. ibeve@unimelb.edu.au

ANEXOS

Anexo A: Parásitos registrados en las diferentes especies de dantas y las encontradas durante este estudio en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica

Danta	Parásitos	Referencia
<i>T. Bairdii</i>	<u>Nematodos:</u> <i>Agriostomum</i> sp., <i>Brachylumus</i> sp., <i>Lancandoria</i> sp., <i>Neomurshidia</i> sp., <i>Trichostrongylus</i> sp., <i>Strongylus</i> sp., <i>Bunostomum</i> sp., <i>Cyathostomum</i> sp., <i>Nematodirus</i> sp., <i>Tziminema unachi</i> , <i>Ancylostomatidae</i> <u>Protozoos:</u> <i>Balantidium coli</i> , <i>Balantidium</i> sp., <i>Eimeria</i> sp., <i>Giardia</i> sp. <u>Cestodos:</u> Anoplocephalidae	Aldán et al., 2009 Guiris- Andrade et al., 2009 Guiris et al., 2017 McConnell y Zavada, 2013 Ramsay y Zainuddin, 1993 Romero-Castañón et al., 2008
<i>T. Terrestris</i>	<u>Nematodos:</u> <i>Tapironema coronatum</i> , <i>Ascaridio</i> , <i>Kiluluma longipene</i> , <i>Murshidia</i> sp. <u>Protozoos:</u> <i>Balantidium</i> sp., <i>Giardia</i> sp., <i>Ciliophora</i> , <i>Mastigophora</i> , <i>Buisonella</i> <i>tapiri</i> , <i>Blepharocorys cardionucleata</i> , <i>Cryptosporidium suis</i> <u>Cestodos:</u> Anoplocephalidae	Durett – Desset et al., 1997 Padilla y Dowler, 1994 Vicente et a., 1997
<i>T. Pinchaque</i>	<u>Nematodos:</u> <i>Ascaridio</i> , <i>Strongylus</i> sp., <i>Strongyloides</i> sp. <u>Protozoos:</u> <i>Balantidium</i> sp., <i>Giardia</i> sp., <i>Ciliophora</i> , <i>Mastigophora</i>	Guerrero y Castellano, 2016 Ramsay y Zainuddin, 1993
<i>T. indicus</i>	<u>Protozoos:</u> <i>Balantidium</i> sp., <i>Ciliophora</i> , <i>Mastigophora</i>	Ramsay y Zainuddin, 1993
Este estudio	<u>Nematodos:</u> <i>Kiluluma</i> sp., <i>Tziminema unachi</i> , <i>Strongylus vulgaris</i> , <i>Ascarididae</i> <u>Protozoos:</u> <i>Balantidium coli</i> , <i>Buisonella tapiri</i> , <i>Blepharocorys cardionucleata</i> <u>Cestodos:</u> Anoplocephalidae	

Anexo B: Huevos por gramos de heces de la familia Strongylidae contabilizados en cada muestra recolectada.

N°Muestra	h.p.g.h	N°Muestra	h.p.g.h	N°Muestra	h.p.g.h	N°Muestra	h.p.g.h	N°Muestra	h.p.g.h	N°Muestra	h.p.g.h
1	49	13	1300	25	200	37	250	49	750	61	1200
2	49	14	0	26	150	38	50	50	650	62	50
3	49	15	400	27	49	39	150	51	50	63	0
4	49	16	200	28	100	40	1300	52	400	64	250
5	49	17	50	29	49	41	500	53	49	65	450
6	150	18	50	30	200	42	150	54	49	66	150
7	150	19	100	31	200	43	250	55	50	67	49
8	49	20	1000	32	49	44	50	56	0	68	150
9	3150	21	50	33	50	45	50	57	400	69	500
10	150	22	50	34	49	46	49	58	150	70	50
11	650	23	100	35	49	47	100	59	50	71	450
12	1150	24	100	36	49	48	49	60	150	72	400

Anexo C: Ocurrencia de parásitos y variables ambientales registrados en cada letrina, durante este estudio en la región noroeste de la Cordillera de Talamanca.

N°Letrina	Variables ambientales						Ocurrencia de parásitos						
	Elevación (msnm)	Bosque	Páramo	Distancia a cuerpo de agua (m)	Distancia a finca ganadera (m)	<i>Tziminema unachi</i>	<i>Kiuluma</i> sp.	Ascarididae	Anoplocephalidae	<i>Strongylus vulgaris</i>	<i>Balantidium coli</i>	<i>Buisonella tapiri</i>	<i>Blepharocorys cardionucleata</i>
1	2999	1	0	58.1	6622	1	0	1	1	0	1	1	0
2	2959	1	0	86.5	6200	1	0	0	1	1	0	0	0
3	2957	1	0	78.33	6000	1	0	0	1	1	0	1	0
4	3104	0	1	61	10497	1	1	0	1	0	1	0	0
5	3107	0	1	83.43	10563	1	1	0	1	0	0	1	1
6	3121	0	1	10.9	10185	1	1	0	0	0	0	1	1
7	3133	0	1	131	10075	1	1	0	0	0	0	1	0
8	3108	0	1	78.9	9916	1	1	0	1	1	0	0	0
9	3120	0	1	27.9	9812	1	1	0	1	1	1	1	1
10	3136	0	1	43.6	9720	1	1	0	1	0	0	0	0
11	3129	0	1	10.1	9735	1	1	0	0	0	0	1	1
12	3170	0	1	51.4	9670	1	1	0	1	0	1	1	1
13	2945	1	0	52	8335	1	1	0	1	1	0	1	1
14	2916	1	0	38.5	8111	1	1	0	1	1	0	0	0
15	2921	1	0	35.8	8090	1	1	0	1	1	0	0	0
16	3179	1	0	63.9	11740	1	1	0	1	1	0	0	0
17	2629	0	1	29.439	6987	1	1	0	0	0	0	0	0