

ACTUALIZACIÓN

BAYLISASCARIASIS COMO DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL DE *LARVA MIGRANS* EN HUMANOS, COSTA RICA

Baldi Salas, Mario^{1,2} y Walzer, Chris²

¹Programa de Investigación en Enfermedades Tropicales (PIET), Universidad Nacional, Escuela de Medicina Veterinaria, Heredia, Costa Rica. ² Universidad Veterinaria de Viena, Instituto de Investigación en Ecología de Vida Silvestre, Austria.

Resumen: Baylisascariasis es una enfermedad causada por una *larva migrans* muy agresiva en humanos y animales, clasificada como una zoonosis emergente de importancia en salud pública. El agente causal es el nemátodo *Baylisascaris procyonis*, siendo su huésped definitivo el mapache común (*Procyon lotor*). Reportes de la presencia de este parásito en poblaciones de mapaches en la zona urbana de Costa Rica, alerta sobre la necesidad de conocer su ciclo de vida, diagnóstico, transmisión y prevención de este parásito. Esta revisión contempla los aspectos más relevantes del nemátodo en relación con la salud pública, así como su ciclo de vida, diagnóstico, tratamiento y prevención. Concientizando con ello, a los trabajadores de la salud pública y animal sobre la necesidad de considerar al *Baylisascaris procyonis* dentro de sus diagnósticos diferenciales de larvas migrantes causados por otros nemátodos del orden Ascaridida en Costa Rica y posiblemente en la región Mesoamericana y el Caribe.

Palabras clave: baylisascariasis, *Baylisascaris procyonis*, larva migrans, zoónosis. Fuente: Medical Subject Heading (MeSH).

Recibido: 20 Diciembre 2017. Aceptado: 15 Febrero 2018. Publicado: 25 Abril 2018.

Revista electrónica publicada por el Departamento de Farmacología de la Escuela de Medicina de la Universidad de Costa Rica, 2060 San José, Costa Rica. © All rights reserved. Licensed under a Creative Commons Unported License.



Contáctenos: rev.med.ucr@gmail.com. Tel: (506) 25-11 4492, Fax: 25-11-4489.

BAYLISASCARIS AS A DIFFERENTIAL DIAGNOSIS OF LARVA MIGRANS IN HUMANS, COSTA RICA.

Abstract: Baylisascariasis is a disease caused by a very aggressive migrating larva in humans and animals, which is classified as an emerging zoonosis of importance in public health. The causal agent is the nematode *Baylisascaris procyonis*, its definitive host is the common raccoon (*Procyon lotor*). Reports of *B. procyonis* presence in raccoon's populations in the urban zone of Costa Rica, it is an alert on the need to understand its life cycle, and to learn about its diagnosis, transmission and prevention. This review contemplates the most relevant aspects of the nematode in relation to public health. Public and animal health workers need to consider *Baylisascaris procyonis* within their differential diagnoses of migratory larvae caused by other nematodes of the order Ascaridida in Costa Rica and possibly in the Mesoamerican and Caribbean regions.

Key words: baylisascariasis, *Baylisascaris procyonis*, larva migrans, zoonoses. Source: Medical Subject Heading (MeSH).

INTRODUCCIÓN

El nemátodo *Baylisascaris procyonis* (*B. procyonis*) es un parásito propio del mapache común [1-3] (*Procyon lotor*), con una alta prevalencia en poblaciones de mapaches urbanos en zonas templadas de Norte América, Europa y Asia [4-6].

B. procyonis puede inducir una infección por larva migrans de orden fatal en humanos [7,8], la incidencia de la enfermedad está muy asociada a la interfaz mapaches-humanos [4,9]. El nemátodo ha sido reportado recientemente en poblaciones de mapaches del área metropolitana de Costa Rica con una prevalencia de un 50% [1]. *B. procyonis* es clasificado como un agente parasitario emergente causando migraciones larvianas erráticas en hospedadores vertebrados incidentales (incluyendo humanos) [2,10]. Esta revisión es una alerta a los responsables de la salud pública y animal sobre la necesidad de informarse en cuanto a el diagnóstico, tratamiento y prevención de Baylisascariasis en ambientes tropicales.

EPIDEMIOLOGÍA Y CICLO DE VIDA

Baylisascaris procyonis es un nemátodo con un alto potencial zoonótico [11] (Figura n.º 1), que pertenece a la superfamilia Ascaridoidea, siendo su huésped definitivo el mapache común (*Procyon lotor*) [12]. Esta nemátodo tiene una larga historia

evolutiva con su hospedador, llevándolos a establecer una relación equilibrada, con lo cual los efectos perniciosos sobre el mapache son mínimos [2,3].

Además del *B. procyonis* existen ocho distintas especies dentro del género *Baylisascaris*, todas ellas con potencial zoonótico [13]. Bajo este género se incluyen el *B. columnaris*, parásito con huésped definitivo en las *Mephitis macroura* (mofetas), y la especie *B. potosis* descrita recientemente para el *Potos flavus* (martillas), estos dos últimos mamíferos residentes en el neotrópico y comunes en parques zoológicos [2,14,15].

Considerándose la distribución natural del mapache, la cual se extiende a lo largo de Mesoamérica [16] incluyendo algunas islas del Caribe [14,17], y junto al reporte de la presencia de *B. procyonis* en Costa Rica [1]. Nos sugiere pensar en la potencial distribución del *B. procyonis* dentro del rango natural de vida del mapache. Además, se recomienda el considerar a este nemátodo dentro de los diagnósticos diferenciales de larva migrans humana asociada a otras especies de ascaridios. El *B. procyonis* tiene un ciclo de vida de tipo directo [18]. Los parásitos adultos alcanzan un tamaño de 15-20 centímetros en hembras y 10-

15 centímetros en machos en el intestino del mapache [2] (Figura n.º 2). Las hembras eliminan huevos al medio ambiente en sus heces (25 a 450 mil huevos/gramo) [2]. Los huevos son altamente resistentes a las condiciones ambientales y pueden sobrevivir incluso por años [19] [11] contaminando suelos a una velocidad de 0.03 hectáreas por año con heces de un solo mapache infectado [20].

Estos huevos bajo condiciones de temperatura ambiental (18-24°C) y una humedad relativa (80-100 %) pasan de un estado de latencia (L₁), a un estado infectante (L₂) en un periodo de dos semanas. Pudiendo ser ingeridos pasivamente por el mapache, sobre sustratos contaminados o letrinas (lugares comunes de defecación para mapaches), o por el consumo activo de alimentos contaminados [5,18,19,21].

Alternativamente, el huevo larvado podría ser ingerido por huéspedes paraténicos vertebrados, especialmente pequeños mamíferos y aves que se alimentan de material orgánico no digerido, presentes tanto en las letrinas como en alimentos contaminados con huevos infectantes [2,22].

Las larvas del *B. procyonis* cruzan la mucosa intestinal y posteriormente forman estructuras enquistadas en órganos internos del huésped paraténico. Los animales que sufren de larva *migrans* terminan muriendo o siendo presa fácil de los mapaches [2]. Logrando por estas dos rutas completar su ciclo en su huésped definitivo.

Larva migrans en humanos

Los seres humanos se infectan al ingerir accidentalmente huevos larvados (L₂) de *B. procyonis* a través de objetos contaminados, beber agua o consumir alimentos con huevecillos [3,10,20].

Las presentaciones clínicas de *larva migrans* causados por este nemátodo, son las mismas reportadas para *Toxocara canis* o *Toxocara cati* [18,23,24]. Siguiendo los mismos mecanismos

fisiopatológicos de migración larvaria usados por estos ascaridios [25,26].

Las tres presentaciones *larva migrans* reportadas en personas con Baylisascariosis son: *Larva migrans nerviosa* (LMN), *ocular* (LMO) y *visceral* (LMV).

Cuando hay clínica de LMN esta se debe a la migración de las larvas de *B. procyonis* hacia el sistema nervioso central, periférico o ambos. Los síntomas están asociados directamente al tamaño y proporción de larvas que logran alcanzar el cerebro (5-7 % del total de larvas migrante en órganos internos) [18].

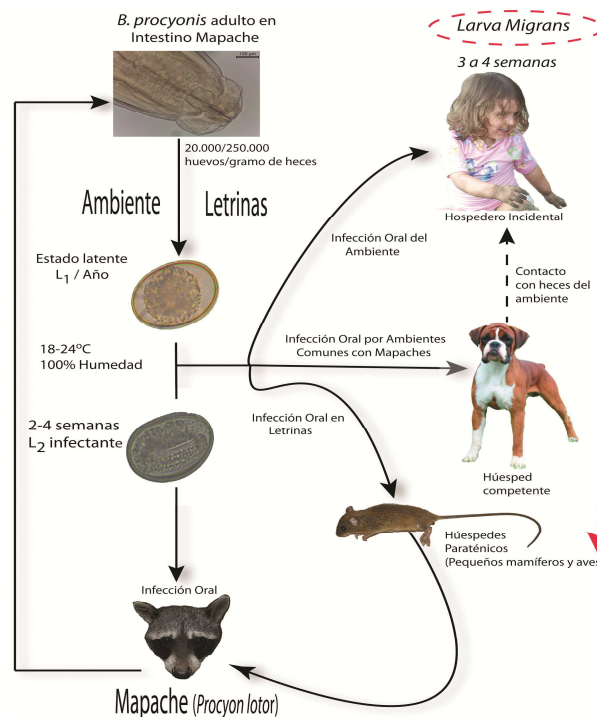


Figura n.º 1. Ciclo de vida del *Baylisascaris procyonis* en su huésped definitivo (*Procyon lotor*) y sus hospederos incidentales. Huéspedes incidentales con presentación de *larva migrans* se representa en el gráfico con una flecha roja.

El paciente presentará sintomatología nerviosa variada (de leve a severa) desencadenada por la localización de las larvas y por el grado de severidad de las lesiones producto de la inflamación eosinofílica [8,21,27].



Figura n.º 2. *Baylisascaris procyonis* encontrados en Mapaches del Área Metropolitana de Costa Rica.

Los signos clínicos se evidencian entre 1-21 días post infección (dosis dependiente), destacándose: debilidad, letargia, agresividad, tortícolis, pérdida de función motora fina, ataxia e incoordinación, estatus mental alterado, estupor, convulsiones y coma. Los casos con bajos niveles de infección a nivel central, el diagnóstico clínico es más complicado dado lo inespecífico de los signos [11,18,28]. Estos casos son reportados mayormente en niños menores de 2 años [3,18]. Estas infecciones pueden ir acompañadas o no de eosinofilia similar a lo observado en toxocariosos asintomáticas [23,29].

En el caso de pacientes con LMO se presenta casi siempre de manera unilateral, la cual es particularmente importante, porque una sola larva que alcance el tejido ocular causa patología y puede no estar asociada con LMN o LMV. Los

signos reportados para este cuadro clínico son: retinocoroiditis, vitritis, uveítis con fotofobia, endoftalmítis, granulomas intraoculares con desprendimiento de retina en algunos casos, hay panoftalmítis y neuroretinitis subaguda unilateral difusa, complicándose con pérdida de visión o ceguera en el ojo afectado, esta forma se reporta tanto en niños como en adultos [24,30].

En los casos de LMV causado por este nemátodo, su presentación es observada mayoritariamente en niños. Los síntomas más relevantes son: fiebre, dolor abdominal, anormalidades en patrones de sueño y debilidad [18]. En presentaciones más severas se observa invasión hígado y cerebro, desarrollando posteriormente LMN [31]. Hay evidencia de hepatoesplenomegalia, pneumonitis, exantema macular y granulomas en los órganos internos. Puede haber manifestación respiratoria, la cual por su poca especificidad clínica, puede ser confundida con otras agentes etiológicos [2]. Presencia de eosinofilia muy marcada, más clínica asociada a cuadros meningoencefálicos, junto con la historia de contacto o la presencia de mapaches, son una guía sobre el posible agente causal [3]. En su gran mayoría las presentaciones de Baylisascariosis se caracterizan por eosinofilia marcada en sangre periférica y en líquido cefalorraquídeo [18,32].

Las personas que han sufrido LMO o LMN y logran superar la infección, pueden quedar con secuelas de tipo visual o nerviosa permanentes, sin embargo, en el segundo caso muchos de los pacientes tienen un mal pronóstico y mueren [18,20]. Los casos de LMN asociados a *B. procyonis* documentados en los Estados Unidos corresponden en su mayoría a pacientes inmunosupresos, o que presentan algún nivel de pica (geofagia), en especial reportada en niños menores de 3 años o paciente con algún nivel de retardo mental [2,18]. Clasificando por ello a esta la población como la más susceptible por su naturaleza de poner objetos en la boca. De igual manera, personas adultas en contacto directo o indirecta con mapaches (por ejemplo profesionales y rehabilitadores de la vida silvestre), se exponen al riesgo de adquirir Baylisascariosis si no se

implementan las medidas de prevención básicas (uso de guantes y lavado de manos previo manipulación de mapaches o heces) [13,33].

DIAGNÓSTICO BAYLISASCARIOSIS EN HUMANOS

El identificar el agente etiológico de Baylisascariosis correctamente en pacientes humanos es complejo. Son varios los factores asociados a esto, uno es el desconocimiento de la capacidad de la larva de *B. procyonis* en causar *larva migrans*. Y el segundo factor es la ausencia de reportes del nemátodo en poblaciones de mapaches en áreas geográficas específicas, con especial atención en áreas urbanas (interfaz mapache-humano) que alerten a los médicos del potencial riesgo de este parásito.

Los métodos diagnósticos usados son otro factor vinculado con la ausencia de diagnóstico de este agente etiológico. Se asume que los cuadros clínicos asociados a larva migrante en especial en Costa Rica, están directamente asociados con *Toxocara canis*, por la alta densidad poblacional de perros [34,35] y el riesgo asociado con ellos. Debido a lo anterior, muchos de los diagnósticos de *larva migrans* son basados en la historia clínica del paciente, examen de fondo de ojo y observación de granulomas en órganos internos por medio de imágenes diagnósticas [1].

Adicionalmente, se usan otros métodos diagnósticos de tipo indirecto para corroborar la ascariosis, por ejemplo, pruebas inmunoenzimáticas como el ELISA indirecto para la detección de IgG circulantes usando antígenos específicos para *Toxocara* [36,37]. Estas técnicas tienden a presentar falsos positivos por reacciones cruzadas con otras especies de ascaridios, especialmente *Baylisascaris procyonis* [29]. Quedando un vacío en el reconocimiento del agente etiológico de *larva migrans* en algún porcentaje de casos al no implementarse de manera rutinaria métodos diagnósticos con mayor sensibilidad y especificidad, en especial en los casos leves o subclínicos de *larva migrans* [13].

En el caso de *B. procyonis* la historia y el cuadro clínico se acompaña de evidencia de granulomas (1 a 3 mm diámetro) en radiografías y tomografía [30,38]. Adicionalmente, se deben implementar exámenes como fundoscopia de ojo para detectar LMO. Esta exploración visual es una guía diagnóstica en especial cuando se logra visualizar y medir las larvas intraocularmente. Tamaños entre 1.500-2000 μm de largo sugieren la presencia de la larva *B. procyonis* en contraste con el tamaño reportado para *Toxocara spp* (500-700 μm largo) [18,23]. Cortez [39], hace una extensa revisión de los aspectos oftalmológicos asociados con la presentación clínica de ascariosis oftálmica. La resonancia magnética (RIM) se usa en casos con LMN para revelar encefalomielitis aguda diseminada a través de anomalías de la materia blanca [18]. Siendo estos métodos igualmente inespecíficos para reconocer al ascaridio a nivel de especie.

El uso de biopsias o diagnóstico post-mortem se fundamenta en la evaluación histopatológica de larvas localizadas en tejidos blancos incluyendo tejido cerebral, pero sin poder definirse la especie de nemátodo a que corresponde. Por ello se recomienda el implementar pruebas diagnósticas con una mayor especificidad y sensibilidad, como el uso de PCR. PCR en tiempo real, PCR punto final o anidado son implementados con material genético (ADN) de muestras extraídas de las larvas localizadas en el tejido afectado (Figura nº3). En el caso de *B. procyonis* y otras especies de Baylisascaris se describen las secuencias específicas de ADN mitocondrial, a partir de marcadores ribosomales, citocromo c oxidasa, y los genes 5.8S y 28S [15,40].

Adicionalmente, para reducir falsos positivos asociados a pruebas inmunoenzimáticas, una buena práctica es el implementar un Western blot (rBpRAG1 WB), el cual tiene una alta sensibilidad y especificidad para *Baylisascaris procyonis*. Las bondades de este método permiten reconocer los componentes antigénicos de excreción y secreción de las larvas y con ello la posibilidad de detección de proteínas de bajo peso molecular (30-45 kDa)

asociadas a *B. procyonis*, permitiendo como ello un diagnóstico más certero [41].

TRATAMIENTO EN HUMANOS

Desafortunadamente, el tratamiento en humanos que sufren de LMN (periférico o central) asociada con *B. procyonis* es limitado [42]. Sin embargo, ante la sospecha de estar observando las fases clínicas tempranas de esta enfermedad, se debe tratar al paciente adecuadamente para reducir la morbilidad y mortalidad de este tipo de *larva migrans* [18].

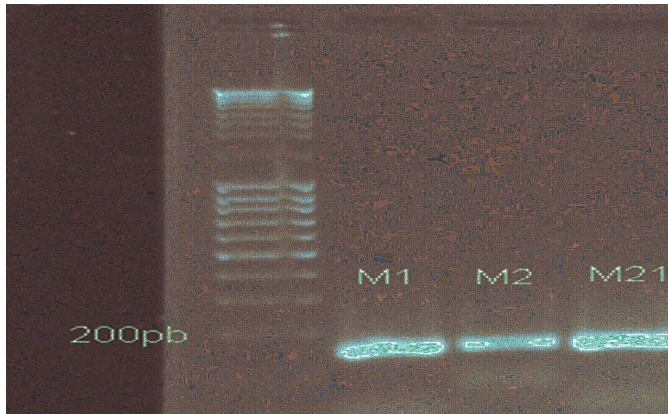


Figura n.º 3. PCR positivo a muestras de huevos obtenidas de material fecal de mapaches del área metropolitana (Santa Ana, Desamparados y Heredia Costa Rica) (M1, M2, M21), control positivo (C+) corresponde a ADN de *B. procyonis* adultos extraídos de mapaches de Costa Rica previamente identificados y control negativo (C-) corresponde a solución salina.

Las opciones para el tratamiento son el uso de antiparasitarios capaces de cruzar la barrera hematoencefálica, que posean buena absorción y que logren alcanzar alta concentración de la droga en tejidos [18,28]. Albendazoles vía oral por diez días a un mes es lo recomendado 20-40mg/kg/día en dos tomas. Estos antiparasitarios en combinación con corticosteroides, son el tratamiento empírico para reducir la inflamación

eosinofílica a nivel central [28,42]. Ivermectinas se usan con la intención de reducir el número de larvas migrantes hacia el cerebro [2,7,28]. Para un efectivo seguimiento de la evolución clínica del paciente asociada a un adecuado tratamiento antihelmíntico, muestras pareadas de sangre periférica se usan para evaluar el comportamiento en la reducción de IgE en el tiempo [23,37]. Adicionalmente, en los casos de LMO, se ha logrado eliminar las larvas a nivel retinal usando fotocoagulación por medio de laser [18,26] Administración oral de tiabendazol (25mg/Kg dos veces al día por 5 días), albendazol (800 mg dos veces al día, por 6 días) o mebendazol (100 a 200 mg dos veces al día por 5 días) reportan mejoría clínica de los pacientes afectados con toxocariosis ocular [21,23,43].

INTERACCIÓN MAPACHE-MASCOTAS Y EL RIESGO ZONÓTICO

La presencia extendida de mapaches en las áreas urbanas y suburbanas de Costa Rica se refleja en un aumento en la interacción entre el mapache, animales domésticos y los humanos [3]. Esta interacción revela el riesgo zoonótico que representa *B. procyonis* al poder ser transmitido a personas o animales. Bowman *et al.* [44], reportó en cachorros de perros cuadros de tipo nervioso asociados con la Baylisascariosis de tipo severo. Corroborando además, que los perros adultos son capaces de eliminar huevos de *B. procyonis* de manera efectiva, siendo posible la co-infección con *Toxocara canis*. Esta compleja interacción entre huésped definitivo y perros, ilustra el papel potencial del perro como hospedero efectivo del parásito y alerta sobre su función diseminadora de huevos de *B. procyonis* en áreas públicas o privadas, debido a su comportamiento, defecación indiscriminado y a la resistencia del huevo de este ascaridio en el ambiente [18].

DIAGNÓSTICO DE BAYLISASCARIS PROCYONIS EN ANIMALES

El principal problema en otros huéspedes que portan *B. procyonis*, es la dificultad de identificar y

clasificar sus huevos de manera precisa por métodos parasitológicos estándar.

Siendo por ello, confundido con otras especies de ascaridios, en especial hace complicada la diferenciación entre el género *Toxocara* y *Baylisascaris* si no se realiza un análisis detallado de la estructura externa del huevo de *B. procyonis* bajo microscopía electrónica [2,45].

Siendo por ello, confundido con otras especies de ascaridios, en especial hace complicada la diferenciación entre el género *Toxocara* y *Baylisascaris* si no se realiza un análisis detallado de la estructura externa del huevo de *B. procyonis* bajo microscopía electrónica [2,45].

MEDIDAS PREVENTIVAS

Para reducir o eliminar el proclive rol del perro como potencial transmisor de Baylisascariosis, es necesario llevar a cabo las evaluaciones coprológicas regulares veterinarias y el posterior tratamiento del perro siguiendo los protocolos recomendados.

Dada la resistencia natural de los huevos de *B. procyonis* al medio ambiente y su baja resistencia a temperaturas superiores a 62°C [19]. El uso del flameo de superficies o el uso de agua hirviendo son muy efectivas. En casos de estructuras de madera afectadas la incineración es la medida más adecuada. El uso de desinfectantes es aconsejable como método de desinfección ambiental. La aplicación lejía o cloro comercial (3-5% Hipoclorito de Sodio) o Xileno-etanol una vez retirados los desechos fecales de las superficies afectadas y dejándoles actuar durante 1 o 2 horas es ideal [2,19].

En el caso de aguas de piscinas contaminadas con material fecal de mapaches lo indicado es el filtrado total o el recambio total de aguas o ambos [19]. Adicionalmente, se debe reducir o eliminar el contacto directo entre los seres humanos y los mapaches, además de otras especies de animales pertenecientes a la familia Procyonidos, como son las martillas (*Potos flavus*), Pizotes (*Nausua narica*) y otras especies relacionadas de este grupo (*Bassariscus sumichrasti* y *Bassaricyon gabbii*). No se puede descartar, el potencial rol de los pizotes

Métodos Diagnósticos de Baylisascariosis	Sensibilidad	Característica Diagnóstica
Métodos directos		
Histopatología	+	Eosinofilia/inflamación granulomatosa en tejido afectado
Examen coprológico (mapache)/microscopía electrónica	++	Detección de huevos <i>Baylisascaris spp</i> /características estructurales de huevo
Fundoscopía de ojo	+	Detección de larvas en fondo de ojo (1500-200x60-70µm) raramente observables
Biopsia/tejido de autopsia	+	Eosinofilia/inflamación granulomatosa en tejido afectado/ identificación de larva en granuloma
Parásito adulto y larvas	+++	Características morfométricas del <i>B. procyonis</i>
*PCR	++++	ADN parásito (identificación del gen del citocromo C, subunidad Cox 2)
Métodos Indirectos		
ELISA/Inmunoflorescencia	++	Detección de IgG en suero, liquido cefaloraquídeo, fluidos oculares o biopsias
**Western Blot	++++	Detección de antígenos-glicoproteína rBpRAG1 (30-45kDa fracción)
*Estándar de oro para método directo / ** indirecto		

Tabla n.º 1. Resumen de las principales técnicas diagnósticas usadas para la identificación del *B. procyonis* en animales y humanos.



como diseminadores potenciales del *B. procyonis* o inclusive descartar la posibilidad que ellos puedan alojar una especie de *Baylisascaris* propia para los pizotes. Casos de nuevas especies de *Baylisascaris* específicas se han reportado recientemente en Martillas (*Baylisascaris potosis*) y en osos de anteojos de Sudamérica (*Baylisascaris venezuelensis*), dejando una incógnita sobre el posible rol de estos parásitos en la salud pública y su hospederos naturales [13,46,47].

Por las altas prevalencias de huevos de ascaridios en suelos de áreas públicas costarricenses, sumado a la alta prevalencia de ascaridios en cachorros de perros en tiendas de mascotas [48], y a la presencia de *B. procyonis* en mapaches el área metropolitana, en Costa Rica [1] es recomendable reforzar en los niños las medidas higiénicas básicas como lavado de manos y el evitar que los niños visiten aquellas áreas de esparcimiento y recreo que son frecuentadas por mapaches o perros [18,49,50].

CONCLUSIONES

A la luz de esta información es primordial entender la eco-epidemiología de *Baylisascariosis* en ambientes tropicales y con ello establecer las medidas preventivas y profilácticas enfocadas al tratamiento y prevención de *Baylisascaris procyonis* en la población especialmente susceptibles. Dada la presencia de este nemátodo en áreas tropicales, es recomendable considerar este parásito dentro del diagnóstico diferencial de *larva migrans*.

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Norberto Baldi, por sus valiosos comentarios al manuscrito. A Martha Piche por la fotografía del PCR.

FUENTE DE FINANCIAMIENTO.

Fondo Institucional de Desarrollo Académico-2013-Universidad Nacional- Universidad de Costa Rica, Fondo del Sistema-Consejo Nacional de Rectores (ACUERDO-VI-167-2013).

REFERENCIAS

1. Baldi M, Alvarado G, Smith S, Santoro M, Bolaños N, Jiménez C, et al. *Baylisascaris procyonis* Parasites in Raccoons, Costa Rica, 2014. *Emerging Infect. Dis.* 2016;22(8):1502-3. doi: 10.3201/eid2208.151627.
2. Samuel WM, Kocan AA, Pybus MJ, Davis JW. *Parasitic Diseases of Wild mammals*. 2ª ed. Ames: Iowa State University Press; 2001.
3. Gavin PJ, Kazacos KR, Shulman ST. *Baylisascariasis*. *Clin. Microbiol Rev.* 2005;18(4):703-18. doi: 10.1128/CMR.18.4.703-718.2005.
4. Evans RH. *Baylisascaris procyonis* (Nematoda: Ascarididae) Larva Migrans in Free-Ranging Wildlife in Orange County, California. *The Journal of Parasitology.* 2002; 88(2):299. doi: 10.2307/3285578.
5. Kresta AE, Henke SE, Pence DB. *Baylisascaris procyonis* in raccoons in Texas and its relationship to habitat characteristics. *J. Wildl. Dis.* 2010;46(3):843-53. doi: 10.7589/0090-3558-46.3.843. PubMed PMID: 20688690.
6. Sapp SG, Rascoe LN, Wilkins PP, Handali S, Gray EB, Eberhard M, et al. *Baylisascaris procyonis* Roundworm Seroprevalence among Wildlife Rehabilitators, United States and Canada, 2012-2015. *Emerg Infect Dis.* 2016;22(12):2128-31. doi: 10.3201/eid2212.160467. PubMed PMID: 27869612.
7. Piñero J, Lorenzo-Morales J, Martín-Navarro C, López-Arencibia A, Reyes-Batlle M, Valladares B. *Zoonosis Caused by Baylisascaris procyonis*. En: Lorenzo-Morales J, Editor. *Zoonosis: InTech*; 2012.
8. Hajek J, Yau Y, Kertes P, Soman T, Laughlin S, Kanani R, et al. A child with raccoon roundworm meningoencephalitis: A pathogen emerging in your own backyard? *Can. J. Infect Dis. Med. Microbiol.* 2009; 20(4):e177-80. PubMed PMID: 21119798.
9. Sexsmith JL, Whiting TL, Green C, Orvis S, Berezanski DJ, Thompson AB. Prevalence and distribution of *Baylisascaris procyonis* in urban raccoons (*Procyon lotor*) in Winnipeg, Manitoba. *Can. Vet. J.* 2009;50(8):846-50. PubMed PMID: 19881923.
10. Roussere GP, Murray WJ, Raudenbush CB, Kutilek MJ, Levee DJ, Kazacos KR. Raccoon roundworm eggs near homes and risk for larva migrans disease, California communities. *Emerg. Infect. Dis.* 2003;9(12):1516-22. doi: 10.3201/eid0912.030039. PubMed PMID: 14720389.



11. Sorvillo F, Ash LR, Berlin OGW, Morse SA. *Baylisascaris procyonis*: An emerging helminthic zoonosis. *Emerg. Infect. Dis.* 2002;8(4):355-9. doi: 10.3201/eid0804.010273. PubMed PMID: 11971766.
12. Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. Keys to the nematode parasites of vertebrates. Archival Volume. Wallingford: CABI; 2009.
13. Sapp SGH, Gupta P, Martin MK, Murray MH, Niedringhaus KD, Pfaff MA, et al. Beyond the raccoon roundworm: The natural history of non-raccoon *Baylisascaris* species in the New World. *Int J. Parasitol. parasites Wildl.* 2017;6(2):85-99. doi: 10.1016/j.ijppaw.2017.04.003. PubMed PMID: 28529879.
14. Tokiwa T, Nakamura S, Taira K, Une Y. *Baylisascaris potosis* n. sp., a new ascarid nematode isolated from captive kinkajou, *Potos flavus*, from the Cooperative Republic of Guyana. *Parasitol. Int.* 2014;63(4):591-6. doi: 10.1016/j.parint.2014.03.003. PubMed PMID: 24662055.
15. Franssen F, Xie K, Sprong H, van der Giessen J. Molecular analysis of *Baylisascaris columnaris* revealed mitochondrial and nuclear polymorphisms. *Parasitol. Vectors.* 2013;6:124. doi: 10.1186/1756-3305-6-124. PubMed PMID: 23627901.
16. Reid F. A field guide to the mammals of Central America & Southeast Mexico. 2^a ed. Oxford, New York: Oxford University Press; 2009. xvii, 346, [103] of plates.
17. Zeveloff SI. Raccoons: A natural history. Washington, D.C.: Smithsonian Books; 2014. 1 online resource.
18. Graeff-Teixeira C, Morassutti AL, Kazacos KR. Update on Baylisascariasis, a Highly Pathogenic Zoonotic Infection. *Clin. Microbiol. Rev.* 2016;29(2):375-99. doi: 10.1128/CMR.00044-15. PubMed PMID: 26960940.
19. Shafir SC, Sorvillo FJ, Sorvillo T, Eberhard ML. Viability of *Baylisascaris procyonis* Eggs. *Emerg Infect. Dis.* 2011;17(7):1293-5. doi: 10.3201/eid1707.101774. PubMed PMID: 21762591.
20. Ogdee JL, Henke SE, Wester DB, Fedynich AM. Assessing Potential Environmental Contamination by *Baylisascaris procyonis* Eggs from Infected Raccoons in Southern Texas. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 2017;17(3):185-9. doi: 10.1089/vbz.2016.2011. PubMed PMID: 27841964.
21. Bauer C. Baylisascariosis—Infections of animals and humans with ‘unusual’ roundworms. *Vet. Parasitol.* 2013;193(4):404-12. doi: 10.1016/j.vetpar.2012.12.036.
22. Page LK, Swihart RK, Kazacos KR. Implications of raccoon latrines in the epizootiology of baylisascariasis. *J Wildl Dis.* 1999;35(3):474-80. doi: 10.7589/0090-3558-35.3.474. PubMed PMID: 10479081.
23. Despommier D. Toxocariasis: Clinical Aspects, Epidemiology, Medical Ecology, and Molecular Aspects. *Clin. Microbiol. Rev.* 2003;16(2):265-72. doi: 10.1128/CMR.16.2.265-272.2003.
24. AC B, S S, A P. Diffuse Unilateral Subacute Neuroretinitis Associated with Cutaneous Larva Migrans. *J. Clin. Exp. Ophthalmol.* 2017;08(05). doi: 10.4172/2155-9570.1000687.
25. Lim JH. Hepatic visceral larva migrans of *Toxocara canis*. *Am J. Trop. Med Hyg.* 2010;82(4):520-1. doi: 10.4269/ajtmh.2010.09-0602. PubMed PMID: 20348491.
26. Garcia CA, Gomes AH Garcia Filho CA, Vianna RN. Early-stage diffuse unilateral subacute neuroretinitis: Improvement of vision after photocoagulation of the worm. *Eye (Lond).* 2004;18(6):624-7. doi: 10.1038/sj.eye.6700742. PubMed PMID: 14716322.
27. Murray WJ, Kazacos KR. Raccoon roundworm encephalitis. *Clin. Infect. Dis.* 2004;39(10):1484-92. doi: 10.1086/425364. PubMed PMID: 15546085.
28. Park SY, Glaser C, Murray WJ, Kazacos KR, Rowley HA, Fredrick DR, et al. Raccoon Roundworm (*Baylisascaris procyonis*) Encephalitis: Case report and field investigation. *Pediatrics.* 2000;106(4):e56-e56. doi: 10.1542/peds.106.4.e56.
29. Garcia HH, Tanowitz HB, Brutto OH. Neuroparasitology and tropical neurology [Internet]. *Handbook of Clinical Neurology*, volume 114. Edinburgh: Elsevier; 2013. Disponible en: <http://www.elsevier.com/journals/BLDSS>.
30. Mets MB, Noble AG, Basti S, Gavin P, Davis AT, Shulman ST, et al. Eye findings of diffuse unilateral subacute neuroretinitis and multiple choroidal infiltrates associated with neural larva migrans due to *Baylisascaris procyonis*. *Am. J. Ophthalmol.* 2003;135(6):888-90. PubMed PMID: 12788132.
31. Mehta P, Boyd Z, Cully B. Raccoon roundworm encephalitis. *Pediatric Radiol.* 2010;40(11):1834-6.



- doi: 10.1007/s00247-010-1625-7. PubMed
PMID: 20411256.
32. Hamir AN. Pathology of neurologic disorders of raccoons (*Procyon lotor*). J. Vet. Diagn. Invest. 2011;23(5):873–84. doi: 10.1177/1040638711416851. PubMed PMID: 21908341.
 33. Diaz JH. The Helminthic Eosinophilic Meningitides: Emerging Zoonotic Parasitic Diseases Worldwide. Trop. Med. Health. 2010;38(4):115–26. doi: 10.2149/tmh.2009-20.
 34. Wispa CR. WPA- World Animal Protection. Estudio nacional sobre tenencia de perros en Costa Rica. 2016.
 35. Katagiri S, Oliveira-Sequeira TCG. Prevalence of dog intestinal parasites and risk perception of zoonotic infection by dog owners in São Paulo State, Brazil. Zoonoses Public Health. 2008;55(8-10):406–13. doi: 10.1111/j.1863-2378.2008.01163.x. PubMed PMID: 18811905.
 36. Fillaux J, Magnaval J.F. Laboratory diagnosis of human toxocariasis. Vet Parasitol. 2013;193(4):327–36. doi: 10.1016/j.vetpar.2012.12.028. PubMed PMID: 23318165.
 37. Roldán WH, Espinoza YA, Huapaya PE, Jiménez S. Diagnóstico de la toxocarosis humana. Rev peru med exp salud pública. 2010;27(4):613–20. doi: 10.1590/S1726-46342010000400019.
 38. Helgen KM, Maldonado JE, Wilson DE, Buckner SD. Molecular Confirmation of the Origin and Invasive Status of West Indian Raccoons. Journal of Mammalogy. 2008;89(2):282–91. doi: 10.1644/07-MAMM-A-155R.1.
 39. Cortez RT, Ramirez G, Collet L, Giuliani GP. Ocular parasitic diseases: a review on toxocariasis and diffuse unilateral subacute neuroretinitis. J Pediatr. Ophthalmol. Strabismus. 2011;48(4):204–12. doi: 10.3928/01913913-20100719-02. PubMed PMID: 20669882.
 40. Xie Y, Zhang Z, Niu L, Wang Q, Wang C, Lan J, et al. The mitochondrial genome of *Baylisascaris procyonis*. PLoS ONE. 2011;6(10):e27066. doi: 10.1371/journal.pone.0027066. PubMed PMID: 22046447.
 41. Dangoudoubiyam S, Kazacos KR. Differentiation of larva migrans caused by *Baylisascaris procyonis* and *Toxocara* species by Western blotting. Clin. vaccine Immunol. 2009;16(11):1563–8. doi: 10.1128/CVI.00251-09. PubMed PMID: 19741091.
 42. Wise ME, Sorvillo FJ, Shafir SC, Ash LR, Berlin OG. Severe and fatal central nervous system disease in humans caused by *Baylisascaris procyonis*, the common roundworm of raccoons: A review of current literature. Microbes Infect. 2005;7(2):317–23. doi: 10.1016/j.micinf.2004.12.005. PubMed PMID: 15715975.
 43. Peters JM, Madhavan VL, Kazacos KR, Husson RN, Dangoudoubiyam S, Soul JS. Good outcome with early empiric treatment of neural larva migrans due to *Baylisascaris procyonis*. Pediatrics. 2012;129(3):e806–11. doi: 10.1542/peds.2011-2078. PubMed PMID: 22311989.
 44. Bowman DD, Ulrich MA, Gregory DE, Neumann NR, Legg W, Stansfield D. Treatment of *Baylisascaris procyonis* infections in dogs with milbemycin oxime. Vet Parasitol. 2005;129(3-4):285–90. doi: 10.1016/j.vetpar.2004.02.030. PubMed PMID: 15845284.
 45. Kazacos KR, Turek JJ. Scanning electron microscopy of the labia of *Baylisascaris procyonis* (Nematoda). The Journal of Parasitology. 1982;68(4):634–41. PubMed PMID: 6889644.32
 46. Mehrkens LR, Shender LA, Yabsley MJ, Shock BC, Chinchilla FA, Suarez J, et al. White-nosed coatis (*Nasua narica*) are a potential reservoir of *Trypanosoma cruzi* and other potentially zoonotic pathogens in Monteverde, Costa Rica. J. Wildl. Dis. 2013;49(4):1014–8. doi: 10.7589/2013-01-005. PubMed PMID: 24502732.
 47. Pérez A.M., Pérez H.K., Parra J.G. Morphological and molecular description of *Baylisascaris venezuelensis* n. sp., from a natural infection in the South American spectacled bear *Tremarctos ornatus* Cuvier, 1825 in Venezuela. Neotropical Helminthology [Internet]. 2016;10(1):85–103. Disponible en: <https://biblat.unam.mx/en/revista/neotropical-helminthology/articulo/morphological-and-molecular-description-of-baylisascaris-venezuelensis-n-sp-from-a-natural-infection-in-the-south-american-spectacled-bear-tremarctos-ornatus-cuvier-1825-in-venezuela>.
 48. Calderón S, Oliveira Jd, Hernández J, Jiménez M, Muñoz P. Parásitos gastrointestinales en caninos menores de seis meses comercializados en tiendas de mascotas de la Gran Área Metropolitana de Costa Rica. Revista Ciencias Veterinarias [Internet]. 2012;26(1):21–35. Disponible en: <http://www.revistas.una.ac.cr/index.php/veterinaria/article/download/4682/4500>.



49. Ogdee JL, Henke SE, Wester DB. Lack of human awareness and the need for increased public education regarding the zoonotic parasite, *Baylisascaris procyonis*. *Human-Wildlife Interactions*. 2016;10(2):283-91.
50. Paquet-Durand I, Hernández J, Dolz G, Zuñiga JJR, Schnieder T, Epe C. Prevalence of *Toxocara* spp., *Toxascaris leonina* and *ancylostomidae* in public parks and beaches in different climate zones of Costa Rica. *Acta Trop*. 2007;104(1):30-7. doi: 10.1016/j.actatropica.2007.06.011. PubMed PMID: 17709088.

CORRESPONDENCIA

Baldi Salas, Mario

Correo: mario.baldi.salas@una.cr

