

Prevención sostenible de zoonosis por ascáridos

**José Ángel Hernández Malagón. Cristiana Cazapal Monteiro.
Silvia Míguez Riádigos.**

Grupo de Investigación COPAR (GI-2120). Parasitología y Enfermedades parasitarias. Pabellón I-Bajo.
Facultad de Veterinaria de Lugo, Universidad de Santiago de Compostela.
joseangelher@gmail.com

Tutoras

María Sol Arias Vázquez. Rita Sánchez-Andrade Fernández

Grupo de Investigación COPAR (GI-2120). Parasitología y Enfermedades parasitarias. Pabellón I-Bajo.
Facultad de Veterinaria de Lugo, Universidad de Santiago de Compostela.
mariasol.arias@usc.es

Resumen: En los últimos años la transmisión de zoonosis, entre animales vertebrados y el hombre o viceversa, se ha favorecido con la globalización, industrialización o reforma de los sistemas de producción agro-ganaderos. Entre estas enfermedades destacan las ascariosis, helmintozoonosis que se producen cuando el hombre ingiere de forma accidental huevos embrionados (con larvas 2 en su interior) de ascáridos de animales. En el suelo existen organismos (bacterias, virus, hongos) con actividad antagonista frente a diferentes estadios parasitarios (huevos, larvas, quistes). La mayoría de los hongos telúricos son saprofitos y algunos tienen actividad sobre los huevos que eliminan ciertos parásitos. En el presente trabajo se aislaron hongos del suelo y de heces de animales, y a continuación se analizó la eficacia ovicida de *Mucor circinelloides* sobre huevos de ascáridos. Se demostró que *Mucor* era capaz de adherirse a la cubierta de los huevos de *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ascaris suum*, *Parascaris equorum* y *Baylisascaris procyonis*, romperla, colonizar el interior y destruir su embrión. Con la adición de esporas de *Mucor* se consiguió reducir un 53% la viabilidad de huevos de *Toxocara*, 64-67% *T. leonina*, 53% *A. suum*, 68% *Parascaris* y 74% *Baylisascaris* presentes en las heces de perros, linceos, cerdos, caballos y mapaches, respectivamente. Se concluye que el empleo de hongos telúricos supone una solución innovadora y original para prevenir la transmisión de ascariosis, y para el control de nematodos parásitos en animales que se encuentran en cautividad en parques zoológicos.

Palabras clave: zoonosis. Prevención. Sostenibilidad. Ascáridos.

INTRODUCCIÓN

El número de personas que convive en las ciudades con animales de compañía, sobre todo perros y gatos, pero también hurones, lagomorfos, reptiles, etc., aumenta desde hace años, y con ello el riesgo de adquirir determinadas parasitosis, incluidas las causadas por nematodos ascáridos ⁽¹⁾. El desarrollo de parques temáticos, visitas a granjas-escuela y otras actividades en las que se comparte ambiente con animales crean un ambiente propicio para la emergencia de determinadas zoonosis.

Las helmintosis transmitidas por el suelo son las enfermedades infecciosas crónicas más prevalentes en las personas, con aproximadamente 2 billones de personas infectadas en todo el mundo. Entre las helmintozoonosis transmitidas por el suelo se describen las ascariosis, que pueden prevalecer tanto en el ámbito urbano y periurbano, como en el rural ⁽³⁾. Las zoonosis por ascáridos se consideran infecciones transmitidas por el suelo (*Soil-transmitted helminthic zoonoses*) que en general provocan cuadros de *larva migrans* ^(4, 5). Inicialmente se consideró que sólo *Toxocara* tenía carácter zoonótico, pero algunos estudios han demostrado que *Ascaris suum* puede afectar a personas, y han sembrado una duda razonable sobre *Toxascaris* ^(6, 7). En la actualidad ha cobrado mucha importancia la zoonosis provocada por ingestión de huevos de *Baylisascaris procyonis*, ascárido que afecta principalmente a mapaches aunque también puede infectar a otros mamíferos e incluso aves ⁽⁸⁾. En Europa constituyen un serio problema en Alemania, Polonia, o Francia, mientras en España ya se ha denunciado la presencia de mapaches en Madrid, Valencia, Cataluña, Galicia, Andalucía (Doñana), Canarias o Baleares ⁽⁹⁾.

Son realmente escasas las alternativas al control de parásitos diferentes al tratamiento convencional con antihelmínticos. Algunos hongos telúricos saprofitos pueden llegar a desarrollar actividad ovicida.

MATERIAL Y MÉTODOS

En el Parque Zoológico “Marcelle Natureza” se recogieron muestras de mapache (*Procyon lotor*) y lince boreal (*Lynx lynx*), en el marco de un convenio de colaboración entre esta institución y el Grupo de Investigación COPAR (USC; GI-2120), en función del cual nuestro grupo se encarga desde el año 2011 del control de los parásitos que afectan a los animales en cautividad. También se tomaron muestras de heces de lechones de raza autóctona *Porco Celta*, criados en la granja que la asociación PRODEME (Pro Deficientes Mentales) tiene en Monforte de Lemos (Lugo); de potros *Pura Raza Galega* (PRG) en la Granja Gayoso Castro (Diputación Provincial de Lugo), y de cachorros Doberman en el criadero *Lucus Augusti* (O Veral, Lugo).

Las heces se recogieron directamente del suelo debido a la dificultad que

entraña tomar muestras directamente del recto de animales salvajes o pequeños, a excepción de los potros, porque se disponía de una *manga* que facilitaba esta tarea. El análisis coprológico mediante la técnica de flotación mostró huevos de parásitos ascáridos en todas las muestras analizadas (Fig. 1).

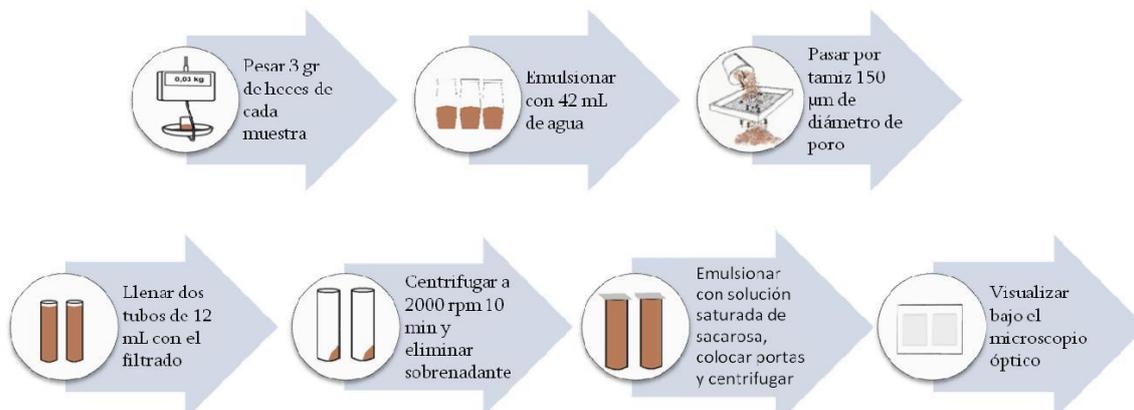


Figura 1. Protocolo de análisis de heces mediante la técnica de flotación.

Después de aislar diferentes especies de hongos del suelo y de heces de animales, se cultivó *Mucor circinelloides* en un medio líquido desarrollado en nuestro laboratorio (COPFr) para obtener esporas ⁽¹⁰⁾. Una vez estimada la eliminación de huevos por gramo de heces (HPG), las heces de los animales se distribuyeron en cajas de plástico (5 g/caja), que se dividieron en 2 lotes, testigo y tratado, constituido por cajas a las que se añadieron 3 mL de medio COPFr que vehiculaban $0,1 - 0,2 \cdot 10^6$ esporas. Las cajas se mantuvieron durante 30 días en un prado para simular las condiciones ambientales a las que se verían expuestos los huevos de los nematodos. La eficacia de *Mucor* se determinó con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Reducción} = [1 - (\text{HPG en caja Testigo} / \text{HPG en cajas con } \textit{Mucor})] \times 100$$

Los resultados obtenidos se analizaron con análisis de varianza (ANOVA), empleando el paquete estadístico SPSS para Microsoft (v. 20.0.0).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la Tabla 1 se representan las variaciones de los huevos viables de *T. canis* en heces de cachorros Doberman. A los 30 días de estudio se detectó una ligera disminución en el número de huevos viables del grupo testigo (Testigo30) (Tabla 1). Con la adición de esporas de *Mucor* ($0,1 - 0,2 \cdot 10^6$) se consiguió reducir la carga inicial de 708 a 333 HPG, similar a los resultados obtenidos con el hongo *Paecilomyces lilacinus* ⁽¹¹⁾.

Grupo (nº cajas)	Día 0	Día 30	% Reducción	ANOVA
Testigos (10)	708 ± 277	630 ± 230	11	F= 7,533
<i>Mucor</i> (10)		333 ± 162	53	P= 0,003

Tabla 1. Efecto de *Mucor* sobre la viabilidad de huevos de *Toxocara*.

Los ensayos con huevos de *T. leonina* se realizaron sobre heces de lince boreales. En el primer caso, partiendo de una carga de 3161 HPG (Tabla 2), a los 30 días de la incorporación de esporas de *Mucor* se apreció un descenso significativo del 64%. En el ensayo 2, de la eliminación inicial de 5316 HPG se pasó a 1732 (67%).

	Grupo (nº cajas)	Día 0	Día 30	% Reducción	ANOVA
Ensayo 1	Testigos (10)	3161 ± 882	2897 ± 623	8	F= 294,479
	<i>Mucor</i>		1143 ± 240	64	P= 0,001
Ensayo 2	Testigos (6)	5316 ± 1102	4686 ± 890	12	F= 48,729
	<i>Mucor</i> (12)		1732 ± 496	67	P= 0,001

Tabla 2. Efecto de *Mucor* sobre la viabilidad de huevos de *Toxascaris*.

Es importante destacar que estos animales se desparasitan con fenbendazol, empleando una pauta de administración del bencimidazol durante 5 días continuados. Además de la dificultad de asegurar que cada animal ingiere la dosis adecuada (es preciso mezclarla con el alimento, y estos félidos no ingieren alimento todos los días), se debería tener en cuenta que con esta pauta sólo se ejerce acción sobre los ascáridos adultos en los lince, por lo que el máximo efecto que se puede alcanzar es el de suprimir las formas adultas y reducir la contaminación del suelo. Sin embargo, puesto que parece tratarse de una superficie altamente contaminada, de no llevarse a cabo algún procedimiento frente a los huevos, los lince experimentarán reinfecciones por *Toxascaris* con frecuencia.

En la tabla 3 se resumen las cantidades de huevos viables de *A. suum* en las heces de lechones *Porco Celta* criados en la granja de PRODEME (Monforte de Lemos, Lugo). Con *Mucor* se comprobó que la carga inicial disminuía un 53% a los 30 días de la adición de las esporas de *Mucor*, muy superior al señalado con otro hongo ovidado, *Pochonia chlamydosporia* ⁽¹²⁾.

Grupo	Día 0	Día 30	% Reducción	ANOVA
Testigos (6)	960 ± 207	898 ± 146	7	F= 11,948
<i>Mucor</i> (12)		449 ± 412	53	P= 0,001

Tabla 3. Efecto de *Mucor* sobre la viabilidad de huevos de *Ascaris*.

Al añadir esporas de *Mucor* a las heces de potros PRG (*Pura Raza Galega*) que eliminaban 300 HPG, se consiguió disminuir significativamente la viabilidad de los huevos de *Parascaris* (Tabla 4), observándose una carga parasitaria en torno a 100 HPG a los 30 días. En pruebas realizadas en placas Petri se alcanzó un porcentaje de reducción del 45% (13).

Grupo	Día 0	Día 30	% Reducción	ANOVA
Testigos (12)	300 ± 140	258 ± 164	14	F= 10,220
<i>Mucor</i> (12)		96 ± 54	68	P= 0,001

Tabla 4. Reducción de la viabilidad de huevos de *Parascaris* con *Mucor*.

El tratamiento de heces de mapaches con esporas de *Mucor* provocó la disminución de la carga parasitaria de 2700 HPG *Baylisascaris* a 699 HPG, por lo que el porcentaje de reducción de huevos viables resultó del 71% (Tabla 5).

Grupo	Día 0	Día 30	% Reducción	ANOVA
Testigos (6)	2700 ± 656	2449 ± 749	9	F= 44,995
<i>Mucor</i> (6)		699 ± 210	74	P= 0,001

Tabla 5. Porcentaje de reducción de huevos viables de *Baylisascaris* con *Mucor*.

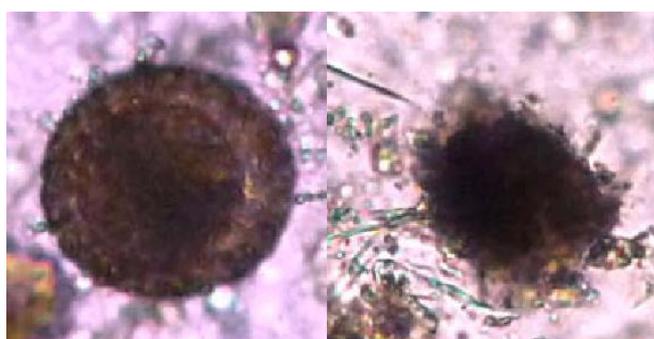


Figura 2. Imagen de huevo de *Baylisascaris* en grupo testigo (izquierda) y tratado con *Mucor* (derecha).

Este estudio presenta una solución innovadora y original para la prevención de la transmisión de ascariosis, que cumple además las características de sostenible y práctica, con elevada aplicabilidad en áreas que supongan un riesgo de Salud Pública, como jardines o parques. También representa una notable contribución al control de nematodos parásitos en animales en cautividad.

BIBLIOGRAFÍA

1. Bojar H, Kłapeć T. Contamination of soil with eggs of geohelminths in recreational areas in the Lublin region of Poland. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*. 2012; 19: 267-270.
2. Colley DG, LoVerde PT, Savioli L. Infectious disease. Medical helminthology in the 21st century. *Science*. 2001; 29: 1437-1438.
3. Sánchez-Andrade A. Estudio del factor reumatoide relacionado con agentes infecto-parasitarios. Tesis Doctoral, Universidade de Santiago de Compostela. 2008.
4. Albonico M, Allen H, Chitsulo L, Engels D, Gabrielli AF, Savioli L. Controlling soil-transmitted helminthiasis in pre-school-age children through preventive chemotherapy. *PLoS Neglected Tropical Diseases*. 2008; 2: 126.
5. Kłapeć T, Borecka A. Contamination of vegetables, fruits and soil with geohelminths eggs on organic farms in Poland. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*. 2012; 19: 421-425.
6. Nejsum P, Betson M, Bendall RP, Thamsborg SM, Stothard JR. Assessing the zoonotic potential of *Ascaris suum* and *Trichuris suis*: looking to the future from an analysis of the past. *Journal of Helminthology*. 2012; 86: 148-155.
7. Dado D, Izquierdo F, Vera O, Montoya A, Mateo M, Fenoy S, Galván AL, García S, García A, Aránguez E, López L, del Águila C, Miró G. Detection of zoonotic intestinal parasites in public parks of Spain. Potential epidemiological role of microsporidia. *Zoonoses and Public Health*. 2012; 59: 23-28.
8. Samson A, Dubay SA, Huspeni TC, Cyr A. Influence of environmental variables on *Baylisascaris procyonis* infection in raccoons. *Journal of Parasitology*. 2012; 98: 1279- 1282.
9. García JT, García FJ, Alda F, González JL, Aramburu MJ, Cortés Y, Prieto B, Pliego B, Pérez M, Herrera J, García-Román L. Recent invasion and status of the raccoon (*Procyon lotor*) in Spain. *Biological Invasions*. 2012; 14: 1305-1310.
10. Arias MS, Cazapal-Monteiro CF, Suárez J, Miguélez S, Francisco I, Arroyo FL, Suárez JL, Paz-Silva A, Sánchez-Andrade R, Mendoza de Gives P. Mixed production of filamentous fungal spores for preventing soil-transmitted helminth zoonoses: a preliminary analysis. *Biomed Research International*. 2013; doi: 10.1155/2013/567876.

11. Gortari MC, Galarza BC, Cazau MC, Hours RA. Comparison of the biological properties of two strains of *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson associated to their antagonistic effect onto *Toxocara canis* eggs. Malaysian Journal of Microbiology. 2008; 4: 35-41.
12. Araújo JV, Braga FR, Silva AR, Araujo JM, Tavela AO. *In vitro* evaluation of the effect of the nematophagous fungi *Duddingtonia flagrans*, *Monacrosporium sinense*, and *Pochonia chlamydosporia* on *Ascaris suum* eggs. Parasitology Research. 2008; 102: 787-790.
13. De Carvalho LM, Braga FR, Domingues RR, Araujo JM, Lelis RT, de Paula AT, da Silveira WF, de Araújo JV. Interaction of the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia* and *Parascaris equorum* eggs in different culture media. Journal of Basic Microbiology. 2013; doi: 10.1002/jobm.201300586.

Recibido: 17 marzo 2014.

Aceptado: 26 abril 2014.