



**Universitat de les  
Illes Balears**

Facultat de Biologia

**Memòria del Treball de Fi de Grau**

# Los helmintos parásitos que afectan al "Erizo Moruno" *Atelerix algirus vagans*

Sofia Delgado Serra

**Grau de Biologia**

Any acadèmic 2014-15

DNI de l'alumne: 43208309A

Treball tutelat per Claudia Paredes Esquivel  
Departament de Biologia

S'autoritza la Universitat a incloure el meu treball en el Repositori Institucional per a la seva consulta en accés obert i difusió en línia, amb finalitats exclusivament acadèmiques i d'investigació

Paraules clau del treball:  
Helmintofauna, *Atelerix algirus vagans*, població, zoonosis.



## ÍNDICE

|                                                                                                                       |    |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| 1. RESUMEN / ABSTRACT .....                                                                                           | 4  |
| 2. INTRODUCCIÓN .....                                                                                                 | 5  |
| 3. MATERIALES Y MÉTODOS .....                                                                                         | 7  |
| 3.1. Obtención y preparación de las muestras .....                                                                    | 7  |
| 3.2. Análisis coprológico .....                                                                                       | 7  |
| 3.3. Preparación de los parásitos para el estudio morfológico .....                                                   | 7  |
| 3.4. Identificación morfológica .....                                                                                 | 8  |
| 3.5. Identificación de especies mediante comparación de secuencias de DNA<br>del gen <i>Citocromo Oxidasa I</i> ..... | 8  |
| 3.6. Causas de entrada y supervivencia de <i>Atelerix algirus vagans</i> en el COFIB....                              | 9  |
| 4. RESULTADOS .....                                                                                                   | 9  |
| 4.1. Análisis coprológico .....                                                                                       | 9  |
| 4.2. Identificación de parásitos del sistema digestivo y pulmonar .....                                               | 10 |
| 4.3. Identificación de especies mediante comparación de secuencias de DNA<br>del gen <i>Citocromo Oxidasa I</i> ..... | 11 |
| 4.4. Causas de entrada y supervivencia de <i>Atelerix algirusvagans</i> en el COFIB....                               | 12 |
| 5. DISCUSIÓN .....                                                                                                    | 12 |
| 5.1. Espectro helmíntico de <i>Atelerix algirus vagans</i> .....                                                      | 12 |
| 5.2. Riesgo zoonótico potencial .....                                                                                 | 23 |
| 5.3. Estado de las poblaciones de <i>Atelerix algirus vagans</i> en las Islas Baleares.....                           | 23 |
| 5.4. Estado actual de conocimientos en Baleares .....                                                                 | 24 |
| 6. CONCLUSIONES .....                                                                                                 | 26 |
| 7. ANOTACIONES .....                                                                                                  | 27 |
| 8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....                                                                                    | 27 |

## 1. RESUMEN

Pocos son los trabajos que describen la helmintofauna de *Atelerix algirus vagans*, subespecie de erizo moruno que habita en las Islas Baleares. A pesar de ser un animal protegido, se desconoce el estado actual de sus poblaciones. Los erizos están amenazados por multitud de factores, entre los cuales destacan los atropellos en carretera y altos índices de parasitosis. En este trabajo se hace un estudio de los parásitos que afectan a los erizos llegados al COFIB (Consortio para la Recuperación de la Fauna de las Islas Baleares), aquellos que tras fallecer han sido cedidos para su análisis. El estudio ha concluido con la detección de 5 especies de helmintos parásitos: 3 especies de Nematodos (*Aonchotheca* sp, *Crenosoma striatum*, *Eucoleus aerophilus*), 1 Platelmino (cestodo sin identificar) y 1 Acantocéfalo (*Moniliformis moniliformis*). El nematodo *E. aerophilus* no se había descrito antes como parásito del erizo moruno. Además, se han encontrado especímenes de *C. striatum* que presentan una morfología atípica, aunque el análisis molecular indica que se trata de esta especie. También se han encontrado características atípicas en el parásito *Moniliformis moniliformis*. Algunos de los parásitos hallados (*Eucoleus aerophilus*, *Moniliformis moniliformis*) tienen especial interés debido a su potencial zoonótico.

## ABSTRACT

There are few works dealing with the helminthic fauna of *Atelerix algirus vagans*, the Algerian hedgehog subspecies living in the Balearic Islands. Even when this is a protected subspecies, the current status of their populations is unknown. Hedgehogs are threatened by many factors, among which stand out getting run over on driveway and the high rates of parasitosis. In this work are studied the parasites affecting hedgehogs arrived at the COFIB (Consortium for the Recovery of the Balearic Islands Fauna), those which have died have been ceded for their analysis. The study ended with the detection of 5 helminth parasites species: 3 Nematode species (*Aonchotheca* sp., *Crenosoma striatum*, *Eucoleus aerophilus*), 1 Flatworm (unidentified cestode) and 1 Acanthocephalan (*Moniliformis moniliformis*). *E. aerophilus* had not been described before as a parasite of the Algerian hedgehog. In addition, we have also found specimens of *C. striatum* with atypical morphology, although the molecular analyses confirm that these are *C. striatum*. We have also found atypical characteristics in *Moniliformis moniliformis*. Some of these parasites (*Eucoleus aerophilus*, *Moniliformis moniliformis*) have a special interest because of their zoonotic potential.

## 2. INTRODUCCIÓN

El erizo moruno *Ateleurix algirus* (Lereboullet, 1842) (Erinaceidae) es un mamífero de pequeño tamaño con una restringida área de distribución que abarca el norte de África, la costa mediterránea de la Península Ibérica, Islas Canarias e Islas Baleares. Se trata de un erizo de origen norteafricano que fue introducido en Europa durante la ocupación Musulmana de Al-Andalus por parte de los Almohades, dinastía Bereber que en el año 1120 pretendían unificar el Magreb (de donde es originaria la especie) (Lange, M., Alcover, J.A., 1987). Presenta un pelaje blanquecino, siendo algo más oscuras la zona genital, las extremidades y la cara. En los adultos las púas son de color claro, con un anillo oscuro hacia la mitad.

Se han descrito cuatro subespecies: *A. a. caniculus* se encuentra en las Islas Canarias, de coloración más oscura y mayor tamaño; *A. a. algirus*, en el norte de África y la vertiente oriental de la Península Ibérica; *A. a. girbanensis*, en la isla de Djerba (Túnez); y *A. a. vagans*, de pequeño tamaño y coloración blanquecina, se encuentra en las Islas Baleares y algunas regiones de la vertiente oriental de la Península Ibérica (Corbet, G. B., 1988).

En las Baleares, *A. a. vagans* habita en altitudes inferiores a los 600m, ocupando las garrigas cercanas al mar y cultivos, donde se alimenta de invertebrados, huevos y algún vertebrado de pequeño tamaño. La bionomía y sistemática de *A. a. vagans* han sido estudiadas por varios autores (Alcover, 1984; Lange, M., Alcover, J.A., 1987; Thomas, 1901).

El estado de las poblaciones en las Baleares se desconoce. A pesar de no conocerse el estado de conservación del erizo moruno, la especie se encuentra incluida en el Catálogo Nacional de Especies Amenazadas, siendo considerada una Especie Silvestre en Régimen de Protección Especial, en la Península y las Baleares. Esta especie también se incluye en el Anexo IV de la Directiva de Hábitats como “especie de interés comunitario que requieren una protección estricta”; también se incluye en los apéndices II (Especies de fauna estrictamente protegidas) y III (Especies de fauna protegidas) del Convenio de Berna.

El presente estudio trata las parasitosis helmínticas del erizo moruno en la isla de Mallorca, haciendo una revisión de los parásitos hallados hasta la fecha. Los helmintos estudiados pertenecen a los filos Nematoda, Platelminfos y Acantocéfalos, y se caracterizan por ser especies parásitas y presentar cuerpo vermiforme.

En Baleares se ha encontrado una menor riqueza parasitológica en cuanto a helmintos del erizo moruno comparado con los que se han encontrado en África, de donde es originaria la especie (Khaldi, M. *et al*, 2012). Esto puede ser debido al origen antrópico de esta especie en las Islas Baleares: el estudio de Torchin *et al* (2003) revela que las poblaciones que son introducidas en otros lugares presentan una menor riqueza helmíntica respecto a la misma población en el lugar de origen.

Por otra parte, muchos de los animales que llegan al Consorcio para la Recuperación de la Fauna de las Islas Baleares (COFIB) presentan índices muy elevados de parasitosis, lo que podría estar afectando a las poblaciones silvestres.

Las parasitosis pueden llegar a ser muy perjudiciales para la salud de estos pequeños mamíferos, pudiendo llegar a provocar su muerte. Los síntomas provocados dependen del tipo de parásito, causando desde incremento de secreciones nasales, diarrea hasta anemia o problemas respiratorios, distensión abdominal, todo ello llevando al animal a un estado de caquexia y debilidad en la mayoría de los casos (Beck, W., 2007).

Para la identificación de parásitos se ha usado tradicionalmente la morfología de los especímenes, de manera que se han elaborado claves de identificación morfológica y minuciosas descripciones que permiten su identificación en base a esas características. Sin embargo, otro método se está abriendo camino en los últimos años: basado en la comparación de secuencias de DNA, el conocido como *DNA barcoding* pretende establecer relaciones de parentesco filogenético en base a una región del gen mitocondrial *Citocromo C Oxidasa I* (COI) (Hebert, P. D. *et al*, 2003). Éste método ha ganado muchos adeptos pero también detractores debido a algunos inconvenientes que presenta.

El término *DNA barcode* (código de barras de DNA) da a entender que cada especie se caracteriza por tener una única secuencia, sin embargo existen variaciones genéticas dentro de cada especie, lo que puede dificultar la identificación. Otro de los inconvenientes que presenta es la existencia de NUMTs (pseudogenes mitocondriales integrados en el genoma nuclear) del gen COI, que se coamplifican con el gen COI mitocondrial y al secuenciarse dan lugar a interferencias (Buhay, J. E., 2009; Hazkani-Covo, *et al*, 2010). Otro problema es la presencia de endosimbiontes heredados vía materna como la bacteria *Wolbachia*, que además de presentar problemas a la hora de la secuenciación (por coamplificación del gen COI de la bacteria y del hospedador), altera el sistema reproductor del huésped, lo que afecta a sus patrones de diversidad y evolución (Xiao, J. H. *et al*, 2012).

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Obtención y preparación de las muestras

Las muestras estudiadas han sido proporcionadas por el Consorcio para la Recuperación de la Fauna de las Islas Baleares (COFIB). Los especímenes fueron sometidos a un examen *post mortem* por parte del personal del COFIB. Las muestras han sido congeladas inmediatamente hasta un día antes del examen parasitológico realizado en este estudio.

Las muestras fueron diseccionadas y observadas en la lupa para la búsqueda de parásitos. Además se realizaron raspados superficiales para ser observados al microscopio con el mismo fin. Los parásitos que fueron detectados se conservaron en etanol al 70% en un refrigerador convencional.

#### 3.2. Análisis coprológico

El COFIB ha proporcionado cinco muestras frescas de heces de *Atelerix algirus vagans* ingresados en el centro de recuperación. Las técnicas utilizadas para el estudio parasitológico han sido: frotis directo (muestra de heces sobre portaobjetos con una gota de solución salina (0.85%) y cubreobjetos), frotis directo con lugol (muestra de heces sobre portaobjetos con una gota de lugol y cubreobjetos) y técnica de flotación con solución salina (ha resultado ser poco efectiva). Una vez preparadas, las muestras han sido observadas al microscopio óptico. La morfología de los huevos fue contrastada con la descrita por Barus, V. & Blazek, K. (1971), Beck, W. (2007) Le-Van Hoa (1960), Romashov, B. V. (1980) y Traversa, D. *et al* (2011).

#### 3.3. Preparación de los parásitos para el estudio morfológico

Para la mejor observación de las estructuras internas de los nematodos y acantocéfalos se sometieron a un proceso de aclaración. Los especímenes se dejaron el tiempo necesario (3-8 minutos) hasta que las estructuras se pudieron ver con claridad. Se probaron los aclaradores alcohol-glicerol y/o lactofenol (Castro, A. & Guerrero, O., 2004).

Se han realizado diversos métodos de tinción para teñir los platelmintos y acantocéfalos. Previo a las tinciones, los parásitos fueron fijados con Fijador de Bouin mediante la técnica de fijación de trematodos y cestodos descrita por Castro, A. *et al* (2004) y la misma técnica modificada sustituyendo el fijador de Bouin por Formol 10%. Se han hecho variaciones en la

técnica en cuanto a los tiempos establecidos, dejando distintas muestras en fijador durante diferentes períodos de tiempo (24h y 48h).

Los ejemplares se han teñido con hematoxilina férrica o carmín clorhídrico de Langheron (colorante preparado según Castro, A. *et al*, 2004) según las técnicas descritas por Beltrán, M. *et al* (2003). También se han modificado los tiempos de tinción en algunas de las muestras (hematoxilina férrica: 10' y 30' en colorante sin diluir; 12h en colorante diluido [10gotas en 35ml de agua destilada] carmín clorhídrico de Langheron: 5', 10', 15'). Los parásitos teñidos fueron montados en un portaobjetos con DPX para su observación al microscopio.

### 3.4. Identificación morfológica

Se emplearon las siguientes claves de identificación morfológica: las propuestas por Dougherty, E. C. (1945) y Vieira, F. M. *et al*, (2012) para las especies del género *Crenosoma*; Moravec, F. (1981) para los géneros de la familia Capillariidae; Van Cleave, H. J. (1923) para los géneros del filo Acantocéfalos.

Debido a la escasa información encontrada, fue necesario obtener las claves morfológicas por medio del Servicio de Préstamo Interbibliotecario de la UIB. Además se contactó directamente con algunos de los investigadores que han trabajado en el tema con el fin de obtener información complementaria.

Las diferentes estructuras fueron medidas empleando un microscopio óptico dotado de un ocular con escala micrométrica.

### 3.5. Identificación de especies mediante comparación de secuencias de DNA del gen *Citocromo Oxidasa I*

Se tomaron pequeñas muestras de parásito para la extracción de DNA. Se extrajo el DNA total mediante el kit *DNeasy Blood & Tissue Kit* (QIAGEN). La concentración de DNA fue determinada mediante un análisis en espectrofotómetro (ND-1000 Spectrophotometer, NanoDrop). Se realizó una PCR (GeneAmp PCR System 2400, Perkin Elmer) a las muestras que presentaron una concentración mayor a 10ng/μl. Para los cestodos y *Moniliformis moniliformis* se usaron los primers pr-a: 5'-tggtttttgtgcatcctgaggtta-3', y pr-b: 5'-agaaagaacgtaatgaaaatgagcaac-3' (Okamoto, M. *et al*, 1997); para *Crenosoma striatum*



LCO1490: 5'-ggtcaacaaatcataaagatattgg-3', y HCO2198: 5'-taaacttcagggtgaccaaaaaatca-3 (Vrijenhoek, R., 1994).

Tras la PCR las muestras se sometieron a electroforesis en gel de agarosa 3%. Posteriormente las muestras fueron purificadas (QIAquick PCR Purification Kit, QIAGEN). Los productos de purificación de *Crenosoma striatum*, *Moniliformis moniliformis* y los cestodos se enviaron a secuenciar a la empresa Sistemas Genómicos S.L.

Los resultados de la secuenciación fueron analizados y comparados con la base de datos GenBank de la NCBI.

### 3.6. Causas de entrada y supervivencia de *Atelerix algirus vagans* en el COFIB.

Se han recopilado y analizado los datos relativos a las causas de entrada y supervivencia de *A. a. vagans* en el COFIB, pertenecientes al período 2004-2014 (datos cedidos por Jessica Solà, bióloga del COFIB).

## 4. RESULTADOS

### 4.1. Análisis coprológico

Se han analizado un total de 5 muestras frescas de heces de *Atelerix algirus vagans*.

Los resultados obtenidos han sido los siguientes:

- 1 muestra con huevos de Capillariidae (Fig. 1A).
- 2 muestras con larvas de *Crenosoma striatum* (Fig. 1B).
- 2 muestra con huevos de Capillariidae + larvas de *Crenosoma striatum*.



Fig. 1. A: Huevo de Capillariidae. B: Larvas de *Crenosoma striatum* (escala barras: 50µm).

## 4.2. Identificación de parásitos del sistema digestivo y pulmonar

Cinco especies de helmintos parásitos han sido identificadas en las muestras analizadas de *Atelerix algirus vagans*: 3 especies de Nematodos (*Aonchotheca* sp, *Crenosoma striatum*, *Eucoleus aerophilus*), 1 Pláteminto (cestodo sin identificar) y 1 Acantocéfalo (*Moniliformis moniliformis*).

Se han analizado un total de 7 estómagos, 7 intestinos (delgado + grueso), 2 vesículas biliares, 2 esófagos y 7 pulmones. Todas las muestras han estado congeladas desde la muerte del animal hasta el día antes de su estudio. Los resultados obtenidos se resumen en la Tabla 1 (en vesícula biliar y en esófago no se han detectado parásitos).

Tabla 1. Especies de parásitos que se han identificado en las diferentes muestras estudiadas.

| Parásito  | Referencia muestra               |         |         |                   |                   |                   |                   |
|-----------|----------------------------------|---------|---------|-------------------|-------------------|-------------------|-------------------|
|           | 591-13                           | 580-13  | 396-13  | 159-15            | 61-15             | 97-13             | 51-13             |
| Pulmón    | <i>Crenosoma striatum</i>        | Adultos | Adultos | Adultos           | Adultos           | Adultos           | Adultos           |
|           |                                  |         | Larvas* | Larvas            | Larvas*           |                   |                   |
|           | <i>Eucoleus aerophilus</i>       |         | Huevos  |                   | Adultos<br>Huevos |                   | Adultos           |
| Estómago  | Capillariidae                    |         | Huevos  |                   |                   |                   | Adultos           |
|           | <i>Crenosoma striatum</i>        |         | Larvas  |                   |                   | Larvas            |                   |
| Intestino | <i>Aonchotheca</i> sp.           |         | Huevos  |                   |                   | Adultos<br>Huevos | Adultos           |
|           | <i>Crenosoma striatum</i>        | Larvas  | Larvas  | Larvas            |                   | Larvas*           | Larvas            |
|           | <i>Moniliformis moniliformis</i> |         |         | Adultos<br>Huevos |                   |                   |                   |
|           | Cestodo                          |         |         |                   | Adultos           |                   | Adultos<br>Huevos |

\* Las larvas mostraban actividad (larvas vivas).

En un total de 3 muestras de pulmón se han encontrado larvas L1 de *Crenosoma striatum* vivas, lo que significa que han resistido a la congelación (-18°C), hecho no constatado hasta la fecha para esta especie.

Los resultados de las mediciones de los parásitos son los siguientes:

· Huevos

*Aonchotheca* sp. Largo: 50-57,5 (55,3)  $\mu\text{m}$ ; Ancho: 25-27,5 (28,1)  $\mu\text{m}$ . (n=8)

*Eucoleus aerophilus* Largo: 62,5 $\mu\text{m}$ ; Ancho: 20-35(31,3)  $\mu\text{m}$ . (n=8)

*Moniliformis moniliformis* Largo: 87,5-100 (95,9)  $\mu\text{m}$ ; Ancho: 57,5-65 (61,3)  $\mu\text{m}$ . (n=8)

Cestodo: Largo: 75-87,5 (78,8)  $\mu\text{m}$ ; Ancho: 62,5-75 (70,3)  $\mu\text{m}$ . (n=8)

· Adultos

*Moniliformis moniliformis* Testículos: ancho 3,6-3,75 (3,7) mm, largo 0,95-1,2 (1,1) mm; longitud lemniscos: 7,5-11,8 (9,8) mm. (n=4)

*Crenosoma striatum*:

♂ Longitud total del cuerpo: 4,8-5,8 (5,3) mm; ancho máx. del cuerpo: 230-270 (256,3)  $\mu\text{m}$ ; espículas: 200-227,5 (215,6)  $\mu\text{m}$ ; gubernáculo: 27,5-87,5 (71)  $\mu\text{m}$ . (n=8)

♀ Longitud total del cuerpo: 9,5-11,3 (10,4) mm; ancho máx. del cuerpo: 310-360 (337,1)  $\mu\text{m}$ ; distancia vulva a extremo anterior del cuerpo: 4,25-5,37 (4,5)  $\mu\text{m}$ . (n=7)

No se han podido realizar mediciones de los adultos de *Aonchotheca* sp., *Eucoleus aerophilus* y los cestodos debido a su estado de deterioro.

#### 4.3. Identificación de especies mediante comparación de secuencias de DNA del gen *Citocromo Oxidasa I*

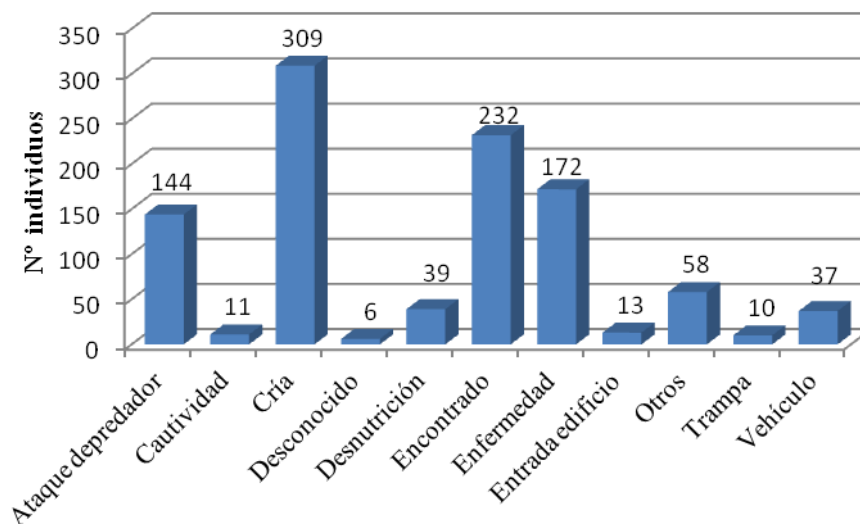
El estudio molecular de los parásitos no ha sido concluyente. De los tres parásitos secuenciados únicamente la secuencia obtenida de *Crenosoma striatum* ha podido ser utilizada para respaldar la determinación del parásito al obtenerse un 99% de identidad respecto la secuencia almacenada para dicho parásito en la base de datos genómicos de la NCBI. No se encontraron secuencias similares del cestodo problema con relación a aquellas secuencias del GenBank, siendo la más cercana 86% a *Taenia laticollis*, pese a haber empleado primers para la amplificación de la región COI estandarizadas para cestodos.

En el caso de *Moniliformis moniliformis* no se encontraron secuencias similares debido a la escasez de secuencias de DNA de esta región publicadas hasta la fecha para este parásito.

#### 4.4. Causas de entrada y supervivencia de *Atelexis algirus vagans* en el COFIB.

A lo largo del período 2004-2014 ingresaron en el COFIB un total de 1031 erizos morunos. Las causas de entrada al centro son muy variadas, desde encuentros accidentales de individuos sanos a individuos heridos por depredador, atropellados, encuentro de crías solitarias, etc. Las causas de entrada y el número de ingresos en el período 2004-2014 se resume en la Figura 2. De los 1031 erizos ingresados, el 51,31% murió durante su estancia en el centro. Los erizos recuperados fueron liberados.

Fig. 2. Número de individuos y causa de ingreso de *A. a. vagans* en el COFIB durante el período 2004-2014.



## 5. DISCUSIÓN

### 5.1. Espectro helmíntico de *Atelexis algirus vagans*

· *Crenosoma striatum*

Filo Nematoda

Clase Secernentea

Orden Strongylida

Familia Crenosomatidae

Este nematodo habita en la tráquea, bronquios y bronquiolos del erizo provocando graves problemas pulmonares (Barus, V. & Blazek, K., 1971). En su ciclo vital, la hembra de *C. striatum* expulsa los huevos con la larva L1 completamente formada en su interior, las cuales ascienden por la tráquea hasta la boca. Tras ser deglutidas ingresan en el digestivo, de manera que se pueden observar larvas L1 de éste parásito en las heces del erizo (Barus, V. & Blazek, K., 1971).

El parásito en cuestión ha sido difícil de identificar. A simple vista parecía que se tratara de *Crenosoma striatum*, parásito que ha sido citado para el erizo moruno, tanto en España (Esteban, J. G. *et al*, 1987; Mas-Coma, S., 1978; Mas-Coma, S. *et al*, 1984; Mas-Coma, S. *et al*, 2000; Mas-Coma, S. *et al*, 1983, Fuentes, M. V. *et al*, 2000) como fuera de España (Khaldi, M., *et al*, 2012). El problema ha surgido a la hora de observar las características que definen esta especie: las descripciones realizadas en trabajos anteriores no se ajustan por completo a las características de los parásitos que hemos analizado, y las claves de determinación propuestas hasta el momento no permiten su identificación como *C. striatum*. Sin embargo, el análisis de la región *Citocromo Oxidasa I* indica que esta especie es *C. striatum* al tener un 99% de similitud respecto a las secuencias depositadas en el GenBank por Kieffer, C. *et al*. No obstante, hay que tener en cuenta que esta conclusión se basa en la correcta identificación de los especímenes de los cuales se han extraído dichas secuencias depositadas en el GenBank. La incorrecta identificación de las especies que se depositan en el GenBank genera muchos problemas de identificación molecular (Ricklefs, R. E., 2008).

En el trabajo de Barus, V. & Blazek, K. (1971) se hace una descripción del parásito que se ajusta en gran medida con las características observables de nuestros parásitos. Sin embargo, en algunos aspectos no coincide: las hembras de *C. striatum* poseen un par de papilas al final de la cola y una extensión cuticular en la región vulvar, características ausentes en nuestros parásitos. Además, los dibujos de la bursa (estructura copulatoria del macho situada en el extremo posterior del cuerpo) adjuntos en su trabajo no se asemejan a la bursa de nuestros ejemplares: los rayos laterales en el dibujo nacen de un mismo tronco y al mismo nivel, pero en nuestros parásitos los rayos mediolateral y posterolateral nacen a un nivel superior que el rayo anterolateral.

Dougherty, E. C. (1945) propone una clave de identificación para el género *Crenosoma* a partir de individuos machos. Nuestros ejemplares coinciden en las características de las

espículas: tienen un apéndice dorsal bien desarrollado y pigmentado. Siguiendo la clave se llega a *Crenosoma striatum*, para el cual dicen que tiene rayos cortos y rechonchos (en los nuestros no son rechonchos) y los rayos ventrales alrededor de  $\frac{1}{4}$  de la longitud de las espículas (en nuestros ejemplares, esa longitud es menor a  $\frac{1}{4}$ ). En este punto no se puede avanzar en la clave, ya que la opción alternativa es que esa longitud sea de  $\frac{1}{2}$  (nuestros parásitos tampoco cumplen esa característica).

Vieira, F. M. *et al* (2012) también propone una clave para las especies del género *Crenosoma*. El primer punto de la clave ya nos lleva a especies distintas a *C. striatum*. Según la clave, *C. striatum* tiene los rayos laterales de la bursa que salen de un tronco común. En nuestros ejemplares, los rayos mediolateral y posterolateral tienen un tronco común que se separa del radio anterolateral (Fig. 3), por lo que seguiríamos en la clave hacia esa característica (descrito como: “rayo anterolateral separado de los otros dos rayos laterales. Rayos medio y posterolaterales surgen de un mismo tronco”). De esta manera, la clave nos lleva a cuatro posibles especies de *Crenosoma* (*C. hermani*, *C. mephitidis*, *C. goblei*, *C. vulpis*), ninguna de las cuales se corresponde con nuestros ejemplares (las demás características no coinciden). En nuestros ejemplares se da una situación intermedia: los tres rayos laterales surgen de un mismo tronco hasta que el rayo anterolateral se separa de los otros dos rayos (mediolateral y posterolateral), los cuales surgen en ese punto de un mismo tronco común.

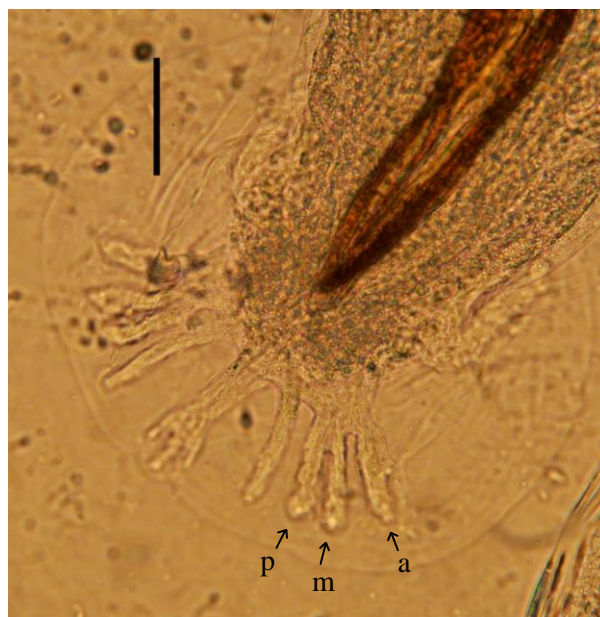


Fig. 3. Bursa de *Crenosoma striatum*. a: rayo anterolateral. m: rayo mediolateral. c: rayo posterolateral (escala barra: 50 $\mu$ m).

A raíz de estos hallazgos iniciamos un contacto directo con el Dr. Fabiano Matos Vieira, autor de esta clave, quien coincide en que las especies de Mallorca tienen una morfología atípica que no coincide con *C. striatum* y mostrado interés en realizar un trabajo conjunto para dilucidar este problema científico.

Uno de los hechos más sorprendentes ha sido encontrar larvas L1 vivas de *Crenosoma striatum* tras haberse sometido las muestras hasta 21 meses de congelación (-18°C). Se trata de un acontecimiento que dentro del mismo género se ha observado únicamente en otra especie, en que se reporta la viabilidad de las larvas L1 de *Crenosoma goblei* tras haber sido sometidas a temperaturas de -25°C durante períodos de hasta 14 meses (Snyder, D. E., 1985). De esta manera, en el presente trabajo se reporta el segundo caso de resistencia a bajas temperaturas del primer estadio larvario de *Crenosoma* spp.

El parásito en cuestión parece ser muy resistente, no sólo por tolerar largos períodos de congelación, también parece resistir a los tratamientos antihelmínticos. En el COFIB los tratamientos contra éste parásito no resultan ser muy eficaces, ya que la presencia de larvas en heces persiste tras la administración de antihelmínticos (administración de una dosis cada 15 días, alternando Ibermectina y Mebendazol) (Jessica Solà, bióloga del COFIB, com. pers.).

Al consultar la bibliografía sobre *Crenosoma striatum* se ha podido comprobar que se trata de un parásito poco estudiado, cuyas características parecen no estar bien definidas (lo que dificulta su determinación), dando lugar a errores de identificación en algunos de los artículos publicados. Como ejemplo, puede citarse el trabajo de Mirzaei, M. (2014) en que concluye que el parásito encontrado en los erizos de Irán pertenecen a la especie *Crenosoma striatum* por el simple hecho de poseer estrías, además, apuntan que no han encontrado parásitos machos en el estudio, por lo que han observado únicamente hembras (cuando la determinación de éste tipo de parásitos se hace a partir de las características de la bursa del macho), y las fotografías del supuesto *Crenosoma striatum* que incluye en su trabajo no se asemejan en ningún aspecto a dicha especie. De igual manera, otro trabajo en Irán (Naem, S. *et al*, 2014) concluye que el parásito encontrado en sus erizos es *Crenosoma striatum*, aunque no indican cómo han determinado la especie, y adjuntan una fotografía de un pulmón infestado de nematodos los cuales no pueden ser dicha especie debido a su notable superior tamaño.

Estos hechos indican que es conveniente revisar las características definitorias de *Crenosoma striatum* y elaborar una nueva clave morfológica que permita realizar una determinación adecuada del parásito en futuros estudios.

· *Eucoleus aerophilus*

Filo Nematoda

Clase Adenophorea

Orden Trichurida

Familia Capillariidae

Tricúrido parásito que habita en el pulmón de su huésped. Además del erizo, puede parasitar perros, gatos, carnívoros salvajes y humanos (Traversa, D. *et al*, 2011).

Se trata de la primera cita de éste parásito en la especie *Atelerix algirus*. Ninguno de los estudios realizados hasta la fecha a nivel mundial ha reportado la presencia de éste parásito en el erizo moruno. Sin embargo, sí que ha sido encontrado en estudios helmínticos sobre el erizo europeo *Erinaceus europaeus* (Gaglio, G. *et al*, 2010; Naem, S. *et al*, 2015) y el erizo oscuro oriental *Erinaceus concolor* (Cirak, V. *et al*, 2010).

La identificación se ha realizado según las descripciones de Lalošević, V. *et al* (2013), Moravec, F. (1981) y Traversa, D. *et al* (2011), de acuerdo a la morfología y morfometría de adultos (♂ longitud total: 13,25mm) y huevos (62,5 x 35µm). Los machos adultos carecen de alas caudales laterales, con el extremo posterior del cuerpo estrechado formando una pseudobursa con dos lóbulos laterales. Vaina de la espícula larga, densamente cubierta por espinas cuticulares (Fig 4A). En las hembras, vulva no elevada (Fig. 4B).

*Eucoleus aerophilus* puede afectar al humano. Se han reportado un total de 12 casos de infección en humano por éste parásito en todo el mundo (Rusia, Ucrania, Marruecos, Irán y Francia). La infección causa bronquitis, tos, mucosidad, fiebre, disnea y eosinofilia. En uno de estos casos, una paciente de origen serbio de 68 años había sido diagnosticada de carcinoma bronquial, cuando realmente presentaba un cuadro de capillariasis pulmonar críptica. Esto indica que el parásito es capaz de provocar una lesión de aspecto similar a un tumor que en realidad es un absceso provocado por el parásito (Lalošević, D. *et al*, 2008).



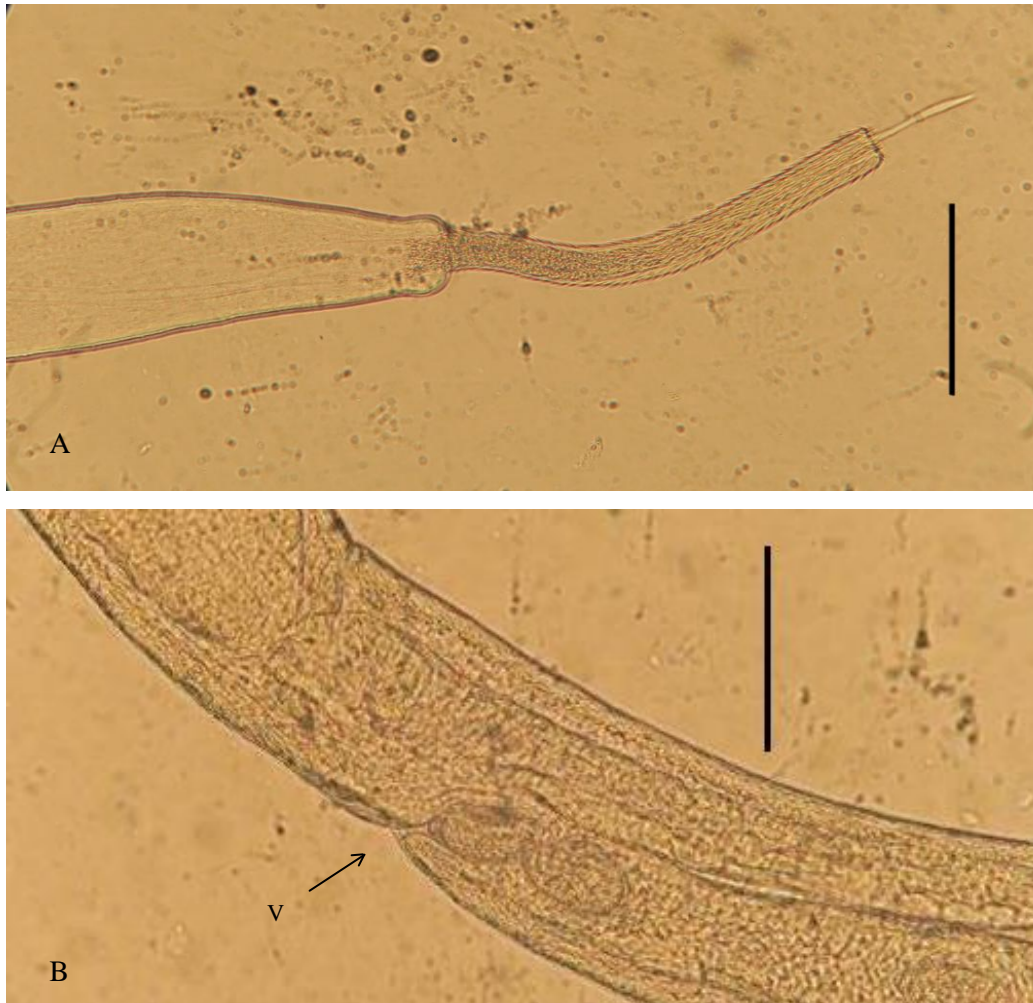


Fig. 4. A: macho de *Eucoleus aerophilus*, extremo posterior mostrando la espícula saliendo de la vaina. B: Hembra de *Eucoleus aerophilus*, región vulvar (V) mostrando la vagina con huevos en su interior (Escala barras: 100 $\mu$ m).

El ciclo de *Eucoleus aerophilus* se desconoce con exactitud. Los huevos son expulsados al medio a través de las heces del hospedador. Se cree que las lombrices de tierra podrían actuar como hospedadores intermediarios facultativos, aunque la infección del hospedador definitivo también puede darse por ingesta directa de los huevos (ej. ingesta de vegetales crudos contaminados) (Lalošević, D. *et al*, 2008).

Traversa, D. *et al* (2010) apuntan que se está reportando un incremento en casos de parasitosis pulmonar por nematodos (*Eucoleus aerophilus* y otros) en felinos y cánidos en el continente Europeo. De esta manera, la posibilidad de infección humana se estaría viendo incrementada por contacto con animales de compañía parasitados.

· *Aonchotheca* sp.

Filo Nematoda

Clase Adenophorea

Orden Trichurida

Familia Capillariidae

En estudios anteriores realizados en las Islas Baleares (Mallorca, Menorca y Formentera) se ha citado *Aonchotheca erinacei* como parásito del erizo moruno (Mas-Coma, S. *et al*, 1984; Mas-Coma, S. *et al*, 1983; Esteban, J. G. *et al*, 1987). Se trata de un nematodo gastrointestinal de ciclo heteroxeno, es decir, requiere de un hospedador intermediario (lombrices de tierra *Eisenia rosea* y *Lumbricus terrestris*) antes de infectar al hospedador definitivo, organismos de la familia Erinaceidae (Romashov, B. V., 1980).

La determinación a nivel de género del parásito se ha realizado comparando los ejemplares hallados con la descripción de la especie propuesta por Moravec, F. (1981): machos con alas caudales laterales, con la parte posterior del cuerpo provista de una bursa membranosa sujeta por un par de proyecciones laterales elongadas, espícula presente aunque en ocasiones indistinguible debido a la insuficiente esclerotización (en nuestros ejemplares no es visible).

La determinación a nivel de especie no ha sido posible. A la hora de comparar el parásito con las descripciones realizadas por otros autores (Le-Van Hoa, 1960; Romashov, B. V., 1980) de *Aonchotheca erinacei*, parásito citado anteriormente para *A. a. vagans* (Esteban, J. G. *et al*, 1987; Mas-Coma, S., 1978; Mas-Coma, S. & Feliu, C., 1984), se ha visto que una de las características de ésta no coincide con nuestro parásito: las hembras de *Aonchotheca erinacei* presentan un par de labios que protegen la vagina (Fig. 5A), y carecen de apéndice vulvar. Sin embargo, en nuestros ejemplares el apéndice vulvar está claramente presente (Fig. 5B). Al no coincidir la región vulvar con la de *Aonchotheca erinacei*, en el presente trabajo se le adjudica a los parásitos la denominación únicamente a nivel genérico *Aonchotheca* sp. Tampoco se ha encontrado en la bibliografía (Freitas, F.J., Lent, H., 1936; Le-Van Hoa, 1960; Romashov, B. V., 1980) ninguna otra especie del género *Aonchotheca* que cumpla todas las características de nuestro parásito.

Los autores que han citado *Aonchotheca erinacei* como especie parásita del erizo moruno en Baleares indican que sus parásitos se ajustan “en gran medida” a las descripciones de Le-Van Hoa (1960), de manera que no se descarta que se trate de la misma especie hallada en el presente trabajo (cuya morfología no coincide exactamente con la de *Aonchotheca erinacei*).

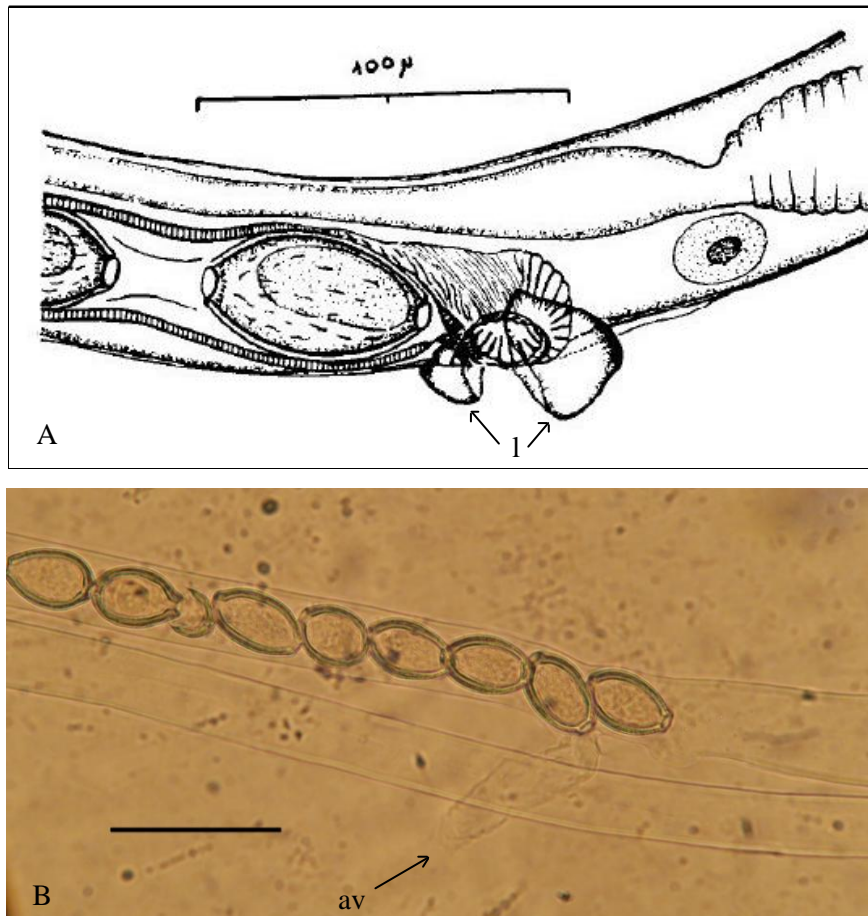


Fig. 5. A: dibujo de la región vulvar de *Capillaria exigua* [syn: *Aonchotheca erinacei*], extraído de Le-Van Hoa (1960). Se aprecia el par de labios (l) característico de la especie. B: ejemplares de *Aonchotheca* sp., el de arriba mostrando el apéndice vulvar (av). (Escala barras: 100 $\mu$ m).

· *Moniliformis moniliformis*

Filo Acanthocephala

Clase Archiacanthocephala

Orden Moniliformida

Familia Moniliformidae

A nivel intestinal de varios erizos se ha encontrado este parásito, presentándose un gran número de individuos (hasta 39 en un mismo erizo). En Baleares se ha citado anteriormente como parásito del erizo moruno en Mallorca, Ibiza y Formentera (Esteban, J. G. *et al*, 1987; Mas-Coma, S., 1978, Mas-Coma, S. *et al*, 1984; Mas-Coma, S. *et al*, 2000).

La morfología de los parásitos se ajusta en gran parte a las descripciones de Van Cleave, H. J. (1923) y Ward, H. L. *et al* (1967): cuerpo alargado con pseudosegmentación, dimorfismo sexual siendo las hembras de mayor tamaño (♀: 139mm; ♂: 67mm), Receptáculo de la probóscide de doble membrana, la externa en forma de espiral (Fig. 6A). Probóscide (470x200µm) con ganchos en forma de media luna y que disminuyen de tamaño hacia la parte posterior de la probóscide (Fig. 6B), ganchos dispuestos en 12-14 filas longitudinales con 8-9 ganchos cada una. Testículos dispuestos en tándem en la parte posterior del cuerpo, elípticos (2,9 x 1,0mm). Huevos ovoides, con la larva acantor en su interior provista de ganchos (Fig. 6C).

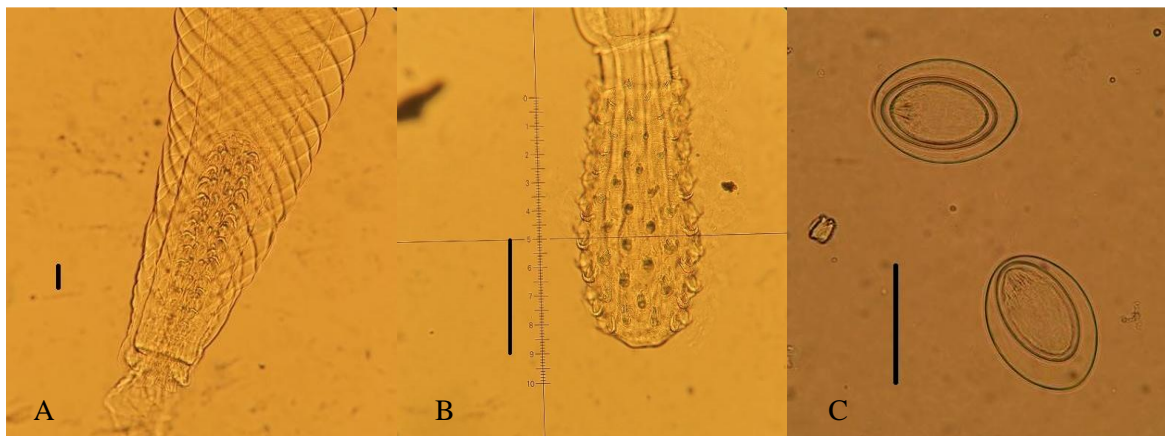


Fig. 6. *Moniliformis moniliformis*. A: receptáculo de la probóscide con probóscide invaginada. B: probóscide evaginada. C: huevos con larva acantor (escala barras: 100µm).

Sin embargo, el tamaño de los lemniscos no se ajusta a las descripciones formuladas por los citados autores: los lemniscos de los ejemplares hallados en el presente trabajo doblan el valor descrito en la bibliografía (Ward, H. L. *et al*, 1967). En cuanto al tamaño (longitud) de los adultos, algunos de los ejemplares encontrados (Fig. 7) fueron de un tamaño considerablemente superior al descrito (el de mayor tamaño fue de 194mm frente al máximo de 140mm descrito en la bibliografía).

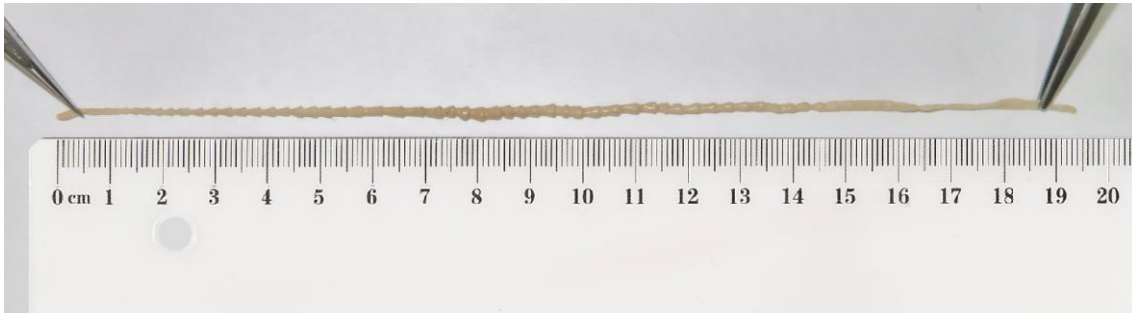


Fig. 7. Ejemplar de *Moniliformis moniliformis* de tamaño superior al habitual.

Cabe destacar su potencial zoonótico, ya que se han citado varios casos de parasitosis en humanos por este parásito en diferentes lugares del mundo (Berger, S., 2015). *M. moniliformis* tiene un único hospedador intermediario, que puede ser *Periplaneta americana* (díctioptero) o *Blaps mucronata* (coleóptero). Tras ser ingerido por el hospedador intermendiario y llegar al intestino, la envuelta del huevo se rompe emergiendo la larva acantor de *M. moniliformis*. Ésta migra hacia el hemocele, donde sigue su desarrollo pasando a estadio acantella y cistacanto. El hospedador definitivo (erizo, perro, ratón o humano) es infectado tras la ingesta del hospedador intermediario que porta los cistacantos en su hemocele. En el digestivo del hospedador definitivo los cistacantos se hacen adultos, adquiriendo la madurez sexual. Por lo tanto, y de acuerdo al ciclo del parásito, la infección humana únicamente se puede dar por la ingesta de los hospedadores intermediarios infectados.

#### · Cestodo

Se han encontrado varios ejemplos de cestodo en dos de los digestivos estudiados. Los parásitos se han conservado para su posterior tinción, ya que es crucial para su identificación la correcta observación de los órganos internos. Como se ha mencionado anteriormente, ninguna de las tinciones ha logrado teñir las estructuras internas de las tenias. Únicamente se han podido observar cuatro ventosas en el escólex de uno de los ejemplares.

La observación de los huevos puede ayudar a la identificación de los ejemplares. Se trata de unos huevos esféricos o ligeramente ovales de tamaño 78,8x70,3µm (Fig. 8), provistos de una envuelta exterior, en su interior el embrión está armado con tres pares de ganchos (embrión hexacanto). A simple vista los huevos recuerdan a los del género *Hymenolepis*, pero debido a las dificultades a la hora de observar las características morfológicas de los adultos no se ha podido identificar el parásito.

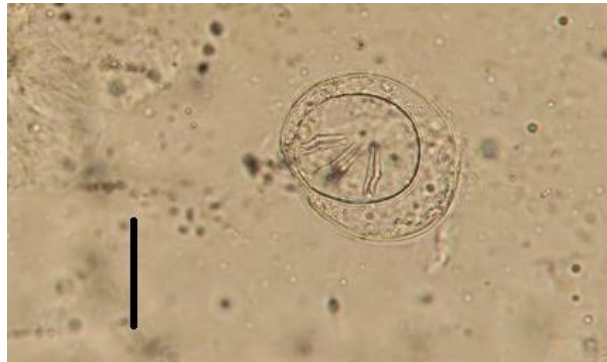


Fig. 8. Huevo del cestodo sin identificar (escala barra: 50µm).

Hasta la fecha no se ha citado ningún platelminto como parásito de *Atelerix algirus vagans*. En España únicamente se ha citado *Mathevotaenia erinacei* como parásito de la subespecie *Atelerix algirus caniculus* en tres erizos de Canarias (Sánchez, S., 2013). En Algeria también se ha citado *Mathevotaenia erinacei* como parásito de *Atelerix algirus* (Khaldi, M. *et al*, 2012).

Los ejemplares de platelminto encontrados en el presente estudio no se corresponden con *Mathevotaenia erinacei*, puesto que éste tiene un tamaño mucho menor (15mm long.) al de los cestodos encontrados en el erizo moruno balear (>680mm long). Se trata, por lo tanto, de una nueva cita de parásito platelminto para el erizo moruno, puesto que no ha sido citada en anteriores trabajos.

En cuanto al análisis molecular, el resultado de la secuenciación no ha ayudado a esclarecer la especie. La secuencia obtenida no puede ser adjudicada a ninguna de las especies que se encuentran a día de hoy en la base de datos de secuencias genómicas de la NCBI.



## 5.2. Riesgo zoonótico potencial

Se han encontrado dos especies parásitas (*Eucoleus aerophilus*, *Moniliformis moniliformis*) del erizo moruno balear que tienen la capacidad de afectar al hombre, por lo que es importante tener en cuenta el riesgo de contagio.

En los últimos años los erizos han ganado popularidad como mascotas, especialmente en los Estados Unidos, pero también en Europa y algunos países asiáticos (Graesser, D. *et al*, 2006). Las especies más comercializadas como mascota son *Atelerix albiventris*, *Atelerix algirus* (ambas de origen africano) y un híbrido de las dos especies, además de *Erinaceus europaeus* (erizo europeo) (Graesser, D. *et al*, 2006; Riley, P. Y. *et al*, 2005).

La problemática radica en la potencial transmisión de enfermedades de los erizos hacia los humanos con los que estén en contacto. Algunas de las enfermedades zoonóticas que se han reportado en erizo son parasitosis provocada por *Eucoleus aerophilus* (por ingesta de los huevos expulsados con las heces del erizo infectado) y *Moniliformis moniliformis*, ésta última más difícil de contraer debido a que el estadio infectivo se encuentra en el hospedador intermediario (únicamente puede infectar al humano tras la ingesta de un dictióptero (*Periplaneta americana*) o un coleóptero (*Blaps mucronata*) infectado).

Otros casos confirmados de enfermedades zoonóticas de erizos a humanos son de tipo bacteriano (salmonelosis [*Salmonella* spp.], tuberculosis [*Mycobacterium marinum*] y pseudotuberculosis [*Yersinia pseudotuberculosis*]), de tipo viral (rabia, herpesvirus) y de tipo micótico (*Trychophyton mentagrophytes* var. *erinacei*, *Microsporum* spp.) (Riley, P. Y. *et al*, 2005). Además, recientemente se ha reportado la presencia de *Leishmania major* en dos especies de erizo en Algeria, *Atelerix algirus* y *Paraechinus aethiopicus*, lo que podría significar una nueva fuente de infección de leishmaniasis cutánea para los humanos (Tomás-Pérez, M. *et al*, 2014).

## 5.3. Estado de las poblaciones de *Atelerix algirus vagans* en las Islas Baleares.

El estado de las poblaciones del erizo moruno en las Islas Baleares se desconoce. La especie se encuentra incluida en el Catálogo Nacional de Especies Amenazadas, en el Anexo IV de la Directiva de Hábitats y en los apéndices II (Especies de fauna estrictamente protegidas) y III (Especies de fauna protegidas) del Convenio de Berna.

A pesar de desconocerse el estado de las poblaciones, se conocen diversas condiciones que provocan la muerte de estos animales. A causa de la ampliación de la red viaria en las últimas décadas, son muchos los ejemplares de erizo moruno que mueren víctimas de atropellos. Un estudio realizado en Menorca (Roig-Munar, 2012) estima que en las carreteras de la isla mueren anualmente 2.160 ejemplares de *Atelerix algirus vagans*.

Las parasitosis (“Enfermedad” en la Fig. 2) son la tercera causa de entrada de *Atelerix algirus vagans* en el COFIB. Durante el período 2004-2014, un total de 172 erizos llegaron a las instalaciones del centro de recuperación por esta causa, de los cuales únicamente el 11,6% pudo ser recuperado y liberado, es decir, un 88,4% de estos erizos acabó muriendo a pesar de haberse realizado los pertinentes tratamientos antiparasitarios.

Uno de los parásitos que más parece resistir a los tratamientos es *Crenosoma striatum*, tras la administración de los tratamientos antihelmínticos siguen encontrándose larvas del parásito en las heces del erizo (Jessica Solà, bióloga del COFIB, Com. Pers.), señal de que la parasitosis no ha cesado. Posiblemente *Crenosoma striatum* presente una capacidad de supervivencia superior a los demás parásitos del erizo por varias razones: al parecer es capaz de persistir en el erizo tras los tratamientos antihelmínticos, y las larvas son capaces de sobrevivir tras 21 meses de congelación (hecho reportado por primera vez en el presente trabajo).

#### 5.4. Estado actual de conocimientos en Baleares.

En estudios anteriores realizados en las Islas Baleares se han citado otros parásitos para *Atelerix algirus vagans* (Esteban, J. G. *et al*, 1987; Mas-Coma, S., 1978; Mas-Coma, S. *et al*, 1984; Mas-Coma, S. *et al*, 2000; Mas-Coma, S. *et al*, 1983). Los resultados de los mismos, junto con los obtenidos en el presente trabajo, se resumen en la Tabla 2.



Tabla 2. Espectro helmíntico de *Atelerix algirus vagans* en las Islas Baleares.

| Parásito                             | Isla     |         |       |            |         |
|--------------------------------------|----------|---------|-------|------------|---------|
|                                      | Mallorca | Menorca | Ibiza | Formentera | Cabrera |
| <b>Nematodos</b>                     |          |         |       |            |         |
| <i>Aonchotheca erinacei</i>          | ●        | ●       |       | ●          |         |
| <i>Aonchotheca</i> sp                | *        |         |       |            |         |
| <i>Crenosoma striatum</i>            | ●        | ●       |       |            |         |
| <i>Eucoleus aerophilus</i>           | *        |         |       |            |         |
| <i>Gongylonema mucronatum</i>        | ●        |         |       | ●          |         |
| <i>Physaloptera dispar</i>           |          | ●       | ●     | ●          | ●       |
| <i>Pterygodermatites plagiostoma</i> |          |         | ●     |            |         |
| <b>Trematodos</b>                    |          |         |       |            |         |
| <i>Brachylaima</i> sp                |          |         | ●     |            |         |
| <i>Dollfusinus frontalis</i>         |          |         |       | ●          |         |
| <i>Zonorchis</i> sp                  |          |         |       | ●          |         |
| <b>Cestodos</b>                      |          |         |       |            |         |
| Cestodo sin identificar              | *        |         |       |            |         |
| <b>Acantocéfalos</b>                 |          |         |       |            |         |
| <i>Moniliformis moniliformis</i>     | ●        |         | ●     | ●          | ●       |

● Presencia reportada en estudios anteriores. \* Nuevos hallazgos aportados por el presente trabajo.

## 6. CONCLUSIONES

En este estudio se ha encontrado que las poblaciones de erizo moruno en Mallorca están parasitadas por los siguientes parásitos: *Aonchotheca* sp, *Crenosoma striatum*, *Eucoleus aerophilus*, *Moniliformis moniliformis* y un cestodo (no identificado).

La morfología de las especies *Crenosoma striatum* y *Moniliformis moniliformis* resulta atípica puesto que los caracteres morfológicos encontrados presentan variaciones con relación a la descripción hallada en las claves morfológicas que hay en la actualidad para la identificación de estas especies.

En este estudio se describe por primera vez al parásito *Eucoleus aerophilus* como parásito de *Atelerix algirus*. Además, se ha encontrado por primera vez en el erizo moruno balear un cestodo que a pesar de no haberse podido determinar su especie, sabemos que no se trata de *Mathevotaenia erinacei*, único cestodo descrito hasta la fecha (en Canarias y Algeria) como parásito del erizo moruno.

Las larvas L1 de *Crenosoma striatum* son altamente resistentes a la congelación a -18 °C por un tiempo prolongado (21 meses), hecho reportado por primera vez en el presente trabajo.

Existe una alta mortalidad (88,4%) debido a enfermedades parasitarias en los erizos que ingresan en el COFIB, incluso después de haberse realizado los tratamientos antihelmínticos pertinentes.

Debido a los pocos trabajos centrados sobre el erizo moruno, es necesario realizar un estudio más amplio y profundo que abarque todo el área de distribución de *A. a. vagans*, para saber el estado actual de sus poblaciones (tanto en las Islas Baleares como en la Península Ibérica), su densidad de población y posibles amenazas. De esta manera se le podría asignar una categoría de protección ajustada a su realidad y tomar las medidas pertinentes.

En cuanto al estudio parasitológico, es necesario profundizar en su conocimiento con la finalidad de definir adecuadamente cada una de las especies y evitar así determinaciones erróneas. Además del estudio morfológico, otros métodos como la comparación de secuencias de DNA podría ayudar a establecer diferencias entre especies.

## 7. ANOTACIONES

Cabe recordar que el presente estudio parasitológico se ha realizado en erizos que han fallecido en el centro de recuperación. Se trata por tanto de un estudio sesgado ya que únicamente se han analizado aquellos individuos que tras haber estado bajo tratamiento antihelmíntico han fallecido en el COFIB. Es posible que el actual espectro helmíntico real de los erizos en libertad sea superior al aquí descrito, y posiblemente algunas de las especies parásitas no hayan resistido al tratamiento administrado a los erizos, por lo tanto, no han sido detectadas durante el estudio.

Para la realización del trabajo aquí expuesto en base a la helmintofauna de *Aterix algirus vagans* se han solicitado los pertinentes permisos para llevar a cabo la labor, al tratarse de especie protegida. El Consorcio para la Recuperación de la Fauna de las Islas Baleares (COFIB), con el visto bueno del Servicio de Protección de Especies de la Consejería de agricultura, Medio Ambiente y Territorio, ha autorizado la cesión (núm. reg. 28/15), de muestras biológicas a la autora del trabajo, permitiendo el transporte y análisis de las muestras cedidas por el COFIB.

## 8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alcover, J. A. (1984). Mammals of the Pityusic Islands. *Biogeography and Ecology of the Pityusic Islands*. Springer Netherlands.

Barus, V., Blazek, K. (1971). The life cycle and the pathogenicity of the nematode *Crenosoma striatum*. *Folia Parasitologica*, 18, 215-226.

Beck, W. (2007). Endoparasiten beim Igel. *Wiener Klinische Wochenschrift*, 119(3), 40-44.

Beltrán, M., Tello, R., Náquira, C. (2003). Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. *Lima: Instituto Nacional de Salud*.

Berger, S. (2015). *Acanthocephalan Worms: Global Status*. GIDEON Informatics.

Buhay, J. E. (2009). "COI-like" sequences are becoming problematic in molecular systematic and DNA barcoding studies. *Journal of Crustacean Biology*, 29(1), 96-110.

Castro, A., Guerrero, O. (2004). *Técnicas de diagnóstico parasitológico*. Editorial de la Universidad de Costa Rica, San José.

Cirak, V. Y., Senlik, B., Aydogdu, A., Selver, M., Akyol, V. (2010). Helminth parasites found in hedgehogs (*Erinaceus concolor*) from Turkey. *Preventive veterinary medicine*, 97, 64-66.

Corbet, G. B. (1988). The family Erinaceidae: a synthesis of its taxonomy, phylogeny, ecology and zoogeography. *Mammal Review*, 18(3), 117-172.

Dougherty, E. C. (1945). A review of the genus *Crenosoma* Molin, 1861 (nematoda, trichostrongylidae) - its history, taxonomy, adult morphology, and distribution. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 12 (2), 44-62.

Esteban, J. G., Galán-Puchades, M. T., Bargues, M. D., Valero, M. A., Mas-Coma, S. (1987). Sobre la helmintofauna del erizo moruno, *Erinaceus (Aeetechinus) algirus* (Lereboullet, 1842) (Insectivora: Erinaceidae), en el Archipiélago Balear (Islas Gimnésicas y Pitiusas). *Mamíferos y helmintos. Volumen homenaje al Prof. Dr. Herman Kahmann*, 81, 163-166.

Freitas, F.J., Lent, H. (1936). Estudio sobre os Capillariinae parasitos de mamíferos (Nematoda: Trichuroidea). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 31, 85-160.

Fuentes, M. V., Cerezuela, A. M., Galán-Puchades, M. T. (2000). A helminthological survey of small mammals (insectivores and rodents) in the Serra Calderona mountains (Valencian Community, Spain). *Research and Reviews in Parasitology*, 60, 23-36.

Gaglio, G., Allen, S., Bowden, L., Bryant, M., Morgan, E. R. (2010). Parasites of European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in Britain: epidemiological study and coprological test evaluation. *European journal of wildlife research*, 56, 839-844.

Graesser, D., Spraker, T. R., Dressen, P., Garner, M. M., Raymond, J. T., Terwilliger, G., Kim, J., Madri, J. A. (2006). Wobbly hedgehog syndrome in African pygmy hedgehogs (*Atelerix* spp.). *Journal of Exotic Pet Medicine*, 15(1), 59-65.

Hazkani-Covo, E., Zeller, R. M., Martin, W. (2010). Molecular poltergeists: mitochondrial DNA copies (numts) in sequenced nuclear genomes. *PLoS Genet*, 6(2).

Hebert, P. D., Cywinska, A., Ball, S. L. (2003). Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 270(1512), 313-321.

Khalidi, M., Torres, J., Samsó, B., Miquel, J., Biche, M., Benyettou, M. Smit, N. J. (2012). Endoparasites (helminths and coccidians) in the hedgehogs *Atelerix algirus* and *Paraechinus aethiopicus* from Algeria. *African Zoology*, 47, 48-54.

Lalošević, D., Lalošević, V., Klem, I., Stanojev-Jovanović, D., Pozio, E. (2008). Pulmonary capillariasis miming bronchial carcinoma. *The American journal of tropical medicine and hygiene*, 78, 14-16.

Lalošević, V., Lalošević, D., Čapo, I., Simin, V., Galfi, A., Traversa, D. (2013). High infection rate of zoonotic *Eucoleus aerophilus* infection in foxes from Serbia. *Parasite*, 20.

Lange, M., Alcover, J.A. (1987). Sobre la bionomía del erizo moruno *Erinaceus algirus* (Lereboullet, 1842) en las Baleares. En Sans Comas *et al* (Eds.), *Mamíferos y Helmintos*, Ed. Ketres, 33-43.

Le-Van Hoa (1960). Redescription de quelques *Capillaria* peu connus, récoltés a Richelieu (Inret-et-Loire). *Ann. Parasitol.*, 35, 594-606.

Mas-Coma, S. (1978) Helmintos de micromamíferos de Formentera (Islas Pitiusas). Nota preliminar. *Rev. Ibér. Parasit.*, 38, 139–154.

Mas-Coma, S., Esteban, J. G. (1983). Nuevos datos sobre las helmintofaunas parásitas de micromamíferos en las islas pitiusas. I. Nematodos. *Bolletí de la Societat d'Història Natural de les Balears*, 165-180.

Mas-Coma, S., Esteban, J. G. (1983). Nuevos datos sobre las helmintofaunas parásitas de micromamíferos en las islas Pitiusas. II. Platelminos. III. Estado actual de conocimientos. *Bolletí de la Societat d'Història Natural de les Balears*, 27, 181-193.

Mas-Coma, S., Esteban, J. G., Fuentes, M. V., Bargues, M. D., Valero, M. A., Galan-Puchades, M. T. (2000). Helminth parasites of small mammals (insectivores and rodents) on the Pityusic Island of Eivissa (Balearic Archipelago). *Research and Reviews in Parasitology*, 60, 41-49.

Mas-Coma, S., Feliu, C. (1984). Helminthfauna from small mammals (insectivores and rodents) on the Pityusic Islands. En *Biogeography and ecology of the Pityusic Islands*. Springer Netherlands.

Mirzaei, M. (2014). Infection with *Crenosoma striatum* lungworm in Long-eared Hedgehog (*Hemiechinus auritus*) in Kerman province southeast of Iran. *Turkiye parazitolojii dergisioji Dernegi*, 38(4), 255-257.

Morales, A., Rofes, J. (2008). Early evidence for the Algerian hedgehog in Europe. *Journal of Zoology*, 274, 9-12.

Moravec, F. (1981). Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. *Folia Parasitologica*, 29, 119-132.

Naem, S., Pourreza, B., Gorgani-Firouzjaee, T. (2015). The European hedgehog (*Erinaceus europaeus*), as a reservoir for helminth parasites in Iran. *Veterinary Research Forum*, 6 (2), 116-117.

Naem, S., Tavakoli, M., Javanbakht, J., Alimohammadi, S., Farshid, A. A., Hassan, M. M. (2014). Macroscopic and microscopic examination of pulmonary *Crenosoma striatum* in hedgehog. *Journal of Parasitic Diseases*, 38(2), 185-189.

- Okamoto, M., Agatsuma, T., Kurosawa, T., Ito, A. (1997). Phylogenetic relationships of three hymenolepidid species inferred from nuclear ribosomal and mitochondrial DNA sequences. *Parasitology*, 115(6), 661-666.
- Pfäffle, M., Bolfíková, B. Č., Hulva, P., Petney, T. (2014). Different parasite faunas in sympatric populations of sister hedgehog species in a secondary contact zone. *PloS one*.
- Ricklefs, R. E. (2008). Parasite misidentifications in GenBank: how to minimize their number? *Update*, 24(6).
- Riley, P. Y., Chomel, B. B. (2005). Hedgehog zoonoses. *Emerg Infect Dis*, 11(1), 1-5.
- Romashov, B. V. (1980). Life cycle of *Capillaria erinacei* (Nematoda, Capillariidae). *Helminthologia*, 17, 181-189.
- Sánchez Vicente, S. (2013). *Contribución al conocimiento de la parasitofauna (Helmintos y Artrópodos) de Mamíferos no Lagomorfos de Canarias*. Tesis doctoral. Universidad de Barcelona.
- Sayah, C. M., Robin, J. P., Pévet, P., Monecke, S. (2009). Road mortality of the algerian hedgehog (*Atelerix algirus*) in the Soummam valley (Algeria). *Rev. Écol. (Terre Vie)*, 64.
- Snyder, D. E. (1985). The viability of first-stage *Crenosoma goblei* (Nematoda: Metastrongyloidea) larvae at -25C. *Journal of Parasitology*, 713: 386-387
- Thomas, O. (1901). On the mammals of the Balearic Islands. *Proc. Zool. Soc. London*, 1, 35-44.
- Tomás-Pérez, M., Khaldi, M., Riera, C., Mozo-León, D., Ribas, A., Hide, M., Barech, G., Benyettou, M., Seghiri, K., Doudou, S., Fisa, R. (2014). First report of natural infection in hedgehogs with *Leishmania major*, a possible reservoir of zoonotic cutaneous leishmaniasis in Algeria. *Acta tropica*, 135, 44-49.

Traversa, D., Di Cesare, A., Conboy, G. (2010). Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated. *Parasites & vectors*, 3.

Traversa, D., Di Cesare, A., Lia, R. P., Castagna, G., Meloni, S., Heine, J. Schaper, R. (2011). New insights into morphological and biological features of *Capillaria aerophila* (Trichocephalida, Trichuridae). *Parasitology research*, 109, 97-104.

Van Cleave, H. J. (1923). A key to the genera of Acanthocephala. *Transactions of the American Microscopical Society*, 184-191.

Vieira, F. M., Muniz-Pereira, L. C., de Souza Lima, S., Moraes Neto, A. H., Gonçalves, P. R., Luque, J. L. (2012). *Crenosoma brasiliense* sp. n.(Nematoda: Metastrongyloidea) parasitic in lesser grison, *Galictis cuja* (Molina, 1782)(Carnivora, Mustelidae) from Brazil, with a key to species of *Crenosoma* Molin, 1861. *Folia parasitologica*, 59, 187.

Vrijenhoek, R. (1994). DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. *Molecular marine biology and biotechnology*, 3(5), 294-299.

Ward, H. L., Nelson, D. R. (1967). Acanthocephala of the genus *Moniliformis* from rodents of Egypt with the description of a new species from the Egyptian spiny mouse (*Acomys cahirinus*). *The Journal of parasitology*, 150-156.

Xiao, J. H., Wang, N. X., Murphy, R. W., Cook, J., Jia, L. Y., Huang, D. W. (2012). *Wolbachia* infection and dramatic intraspecific mitochondrial DNA divergence in a fig wasp. *Evolution*, 66(6), 1907-1916.