



**Universitat de les  
Illes Balears**

Facultat de Ciències

**Memòria del Treball de Fi de Grau**

# Caracterización de un acantocéfalo atípico de *Atelerix algirus vagans*, el "erizo moruno balear"

Alejandro García Salguero

**Grau de Biologia**

Any acadèmic 2017-18

Treball tutelat per Claudia Paredes Esquivel  
Departament de Biologia

S'autoritza la Universitat a incloure aquest treball en el Repositori Institucional per a la seva consulta en accés obert i difusió en línia, amb finalitats exclusivament acadèmiques i d'investigació	Autor		Tutor	
	Sí	No	Sí	No
	X		X	

Paraules clau del treball:

*Atelerix algirus vagans*, COI, Acanthocephala, *Plagiorhynchus cylindraceus*, first report.



## **Índice**

<b>1. Resumen</b>	<b>4</b>
<b>2. Introducción</b>	<b>5</b>
2.1 Generalidades sobre acantocéfalos	5
2.2 Posición taxonómica de <i>Plagiorhynchus cylindraceus</i>	6
2.3 Descripción de su biología y ciclo	7
2.4 Daño al hospedador	9
2.5 Importancia de la identificación de los parásitos	10
<b>3. Material y métodos</b>	<b>10</b>
3.1 Obtención de las muestras	10
3.2 Análisis morfométrico	10
3.3 Barcoding	11
<b>4. Resultados:</b>	<b>12</b>
4.1 Datos COFIB:	12
4.2 Caracterización morfológica	13
4.3 Barcoding	15
<b>5. Discusión</b>	<b>17</b>
5.1 Confirmación de la presencia en Baleares y <i>A. algirus</i>	18
5.2 Ciclo teórico en las Islas baleares y España	19
5.3 Potencial zoonótico	19
5.4 Efectos sobre <i>A. algirus</i>	20
<b>6. Conclusiones</b>	<b>20</b>
<b>Referencias</b>	<b>21</b>

## 1. Resumen

*Atelerix algirus vagans*, la subespecie del erizo moruno que habita en las Baleares. Es un pequeño mamífero que goza de numerosas figuras de protección. Los principales factores de amenaza a los que se enfrenta son las enfermedades parasitarias y los atropellos en carreteras. En este trabajo se identifica una larva de acantocéfalo desconocida que se encuentra tanto en la cavidad peritoneal como en el intestino de los erizos. La identificación se realiza a partir de la aplicación combinada de técnicas morfológicas y moleculares, mediante barcoding empleando el gen del *Citocromo C Oxidasa I (COI)*. Este parásito se reporta por primera vez en el centro del COFIB (Consortio para la recuperación de la fauna silvestre de las Islas Baleares) en 2014 y desde entonces se han encontrado 11 ejemplares parasitados. Se identifican las larvas de este acantocéfalo como cistacantos de *Plagiorhynchus cylindraceus*. Se trata del primer reporte de esta especie tanto para este huésped como para las Islas Baleares. Además, se analiza el papel de este huésped en su ciclo así como la posibilidad del establecimiento del parásito en el ecosistema balear y en España.

### Abstract

*Atelerix algirus vagans*, the subspecies of the algerian hedgehog that live in the Balearic Islands, is a little mammal with numerous protective figures. The main threats this species has to confront are parasitic diseases and road accidents. In this work, an unknown acanthocephala larva has been identified. It was found both in peritoneal cavity and in the intestine of the hedgehogs. The identification was performed from the combined application of morphological and molecular techniques, including the DNA barcoding approach using the *Cytochrome C Oxidase I (COI)* gene. This parasite is reported for the first time in the COFIB (Consortium for the recovery of the wild fauna of the Balearic Islands) in 2014 and since then 11 parasitized specimens have been found. The acanthocephala larva has been identified as a cystacanth of *Plagiorhynchus cylindraceus*. It is the first report of this species for both this host and the Balearic Islands. In addition, the role of this host in its cycle is analyzed as well as the possibility of the establishment of the parasite in the Balearic ecosystem and in Spain.

## 2. Introducción:

*Atelerix algirus vagans* (Lereboullet, 1842) (Erinaceidae) es una especie de mamífero de pequeño tamaño. Forma parte del orden Eulipotyphla, un grupo monofilético de mamíferos placentarios que incluye a los erizos, musarañas y topos. Anteriormente se le situaba en el orden Insectivora pero estudios recientes demostraron que se trataba de un clado polifilético (Douady *et al.*, 2002). Su distribución original se sitúa en el norte de África, aunque fue introducido en la Península Ibérica, Islas Canarias e Islas Baleares sobre el siglo XIII por los Almohades (Morales *et al.*, 2007). Actualmente se han descrito 4 subespecies, *A. a. algirus* en el Norte de África y vertiente mediterránea de la Península Ibérica, *A. a. caniculus* en las Islas Canarias, *A. a. girbanensis* en Túnez y *A. a. vagans* en las Islas Baleares y algunas regiones de la vertiente oriental de la Península Ibérica. Esta última caracterizada por tener un menor tamaño y una coloración pálida (Corbet, 1988). Sin embargo, un estudio reciente niega que haya suficiente diversidad genética como para considerar la existencia de subespecies (Khaldi *et al.*, 2016).

Esta especie goza de toda una serie de figuras de protección tanto a nivel nacional como internacional. Está considerada una especie silvestre en régimen de protección especial por el Catálogo Nacional de Especies Amenazadas tanto en la península Ibérica como en las islas. También se encuentra en el Anexo IV de la Directiva Hábitats como una especie de interés comunitario con una protección estricta. Además, está incluida en dos apéndices del Convenio de Berna; Apéndice II (Especies de fauna estrictamente protegidas) y Apéndice III (Especies de fauna protegidas).

### 2.1 Generalidades sobre acantocéfalos:

El grupo cuenta con alrededor de 1200 especies de helmintos exclusivamente endoparásitos obligados. Su característica externa definitoria es una probóscide invaginable cubierta de espinas o ganchos quitinosos en su extremo anterior. A pesar del bajo número de especies los acantocéfalos parasitan a un amplio abanico de animales taxonómicamente muy dispares. Que incluye artrópodos como los insectos y crustáceos tanto terrestres como acuáticos. Además de todos los grupos vertebrados. Su ciclo es heteroxeno con un hospedador intermedio artrópodo y uno final vertebrado. Sus ciclos se han adaptado presentando vías de transmisión poco usuales como post-cíclicas y paraténicas. Están altamente adaptados al parasitismo habiendo atrofiado a lo largo de su evolución parcialmente sus sistemas excretor, nervioso y muscular y habiendo perdido totalmente su sistema digestivo. Son organismos acelomados aunque presenten una cavidad corporal llena de líquido puesto que no está recubierta por un mesenterio. Los únicos caracteres que permiten definir las superficies dorsal y ventral son el gonoporo y un pequeño ganglio cerebral, ambas estructuras consideradas ventrales. El presoma, o región anterior está constituido por la probóscide y el cuello, estructura se encuentra inmediatamente después de la probóscide y no posee ganchos. Mientras que el metasoma o región posterior está compuesto por el tronco.

La probóscide es el órgano con función de fijación en los tejidos del hospedador, es hueca y está llena de líquido. Presenta una musculatura que le permite invaginarse en el receptáculo por los músculos retractores. La evaginación ocurre por la presión hidráulica que se crea con la contracción muscular. La morfología de la probóscide y sus ganchos son importantes caracteres taxonómicos (Amin, 1987).

Desde cada lado del cuello hay una invaginación llena de fluido llamadas lemniscos. Su función exacta es desconocida aunque está relacionada con la eversión de la probóscide. El tronco supone al menos un 50% del animal, es la porción que se encuentra expuesta al

lumen del intestino del huésped. Es una cavidad llena de líquido cuya pared está formada por un tegumento externo y dos capas internas de musculatura, una circular y otra longitudinal.

El tegumento es un epitelio grueso y sincitial, cubierto por un rico glucocálix con función de protección, inactivación de enzimas digestivas del huésped, implicado en la excreción y la nutrición. La membrana del sincitio tiene numerosas criptas con poros en su interior. Los poros y el glucocálix actúan a modo de filtro reteniendo partículas (Miller *et al.*, 1976). En la base de las criptas se incorporan los nutrientes por pinocitosis. Entre las capas encontramos un sistema lagunar que actúa a modo de sistema vascular, es citoplasma libre sin pigmentos respiratorios y rodeado de mitocondrias que aportan energía para la contracción muscular que lo impulsa. El sistema lagunar del presoma es independiente del del metasoma. El lumen de las fibras musculares huecas es continuo con el sistema lagunar (Miller *et al.*, 1977).

En la cavidad se encuentran los sacos ligamentarios, son estructuras de tejido conectivo que contienen los órganos sexuales. Los acantocéfalos son dioicos, los machos presentan dos testículos con de una a ocho glándulas del cemento y una bursa copuladora en la que se encuentra una especie de pene. Las glándulas del cemento tienen importancia taxonómica y su función es secretar una sustancia que sella la vagina de la hembra durante unos días tras la cópula. Se han observado comportamientos homosexuales en los que un macho sella el gonoporo del otro tras una cópula sin inseminación para evitar su reproducción (Abele *et al.*, 1977). Las hembras son de mayor tamaño y poseen bolas ováricas, que son oogonias sincitiales que flotan en el saco ligamentario. En la parte posterior del saco ligamentario se encuentra la campana uterina, que a modo de embudo recoge y filtra los huevos maduros con un tamaño determinado que flotan en el saco.

## **2.2 Posición taxonómica de *Plagiorhynchus cylindraceus*:**

El phylum Acanthocephala es un grupo monofilético emparentado con los rotíferos formando juntos el clado Syndermata (García-Varela *et al.*, 2006). En este trabajo nos centramos en la especie *Plagiorhynchus (Prosthorhynchus) cylindraceus* (Plagiorhynchidae) que fue descrita por primera vez por Goeze, 1782. Pertenece a la clase Palaeacanthocephala y orden Polymorphida. La posición de las especies dentro género *Plagiorhynchus* cuenta con poco consenso entre autores habiéndose descrito dos subgéneros basándose en la biología de las especies y la posición del gonoporo en la hembra. El subgénero *Plagiorhynchus* tradicionalmente asociado un ciclo acuático con aves acuáticas del orden Charadriiformes como hospedadores finales y isópodos acuáticos como intermediarios (Dimitrova, 2009b). Sus huevos presentan prolongaciones polares que teóricamente les permiten ser más competitivos en un ambiente acuático, aunque algunos autores consideran que es un carácter variable (Amin *et al.*, 1999). El otro subgénero es *Prosthorhynchus*, relacionado con un ambiente terrestre. Teniendo como huésped final aves del orden Passeriformes y isópodos terrestres como intermedio.

*P. cylindraceus* pertenece al subgénero *Prosthorhynchus* junto con otras 20 especies según Amin *et al.*, 1999. Sin embargo actualmente cuenta con múltiples sinónimos e históricamente ha sufrido cambios incluso a nivel de género, pasando del género *Prosthorhynchus* (ahora degradado a subgénero) al actual cuando ambos géneros se tornaron sinónimos por Schmidt, 1966. Este hecho complicó la búsqueda bibliográfica. Los sinónimos que se aceptan para este trabajo según O. Lisitsyna, 2010 son: *P. (P.) formosus*, *P. (P.) transversus*, *P. (P.) genitopapillatus*, *P. (P.) gallinagi* y *P. (P.) gracilis*. Que basándose en la variabilidad morfológica y la baja estabilidad de algunos de los caracteres taxonómicos principales de este grupo, considera que existen multitud de sinónimos entre las especies descritas.

## 2.3 Descripción de su biología y ciclo:

*Plagiorhynchus (P.) cylindraceus* es un acantocéfalo con ciclo heteroxeno que parasita aves como huésped final, generalmente del orden Passeriforme, y a crustáceos siempre terrestres y del orden Isopoda como intermedio. En pocas ocasiones se ha descrito su ciclo completo. Schmidt *et al.* en 1964 lo describe por primera vez el ciclo y desarrollo de *Prosthorhynchus formosus*, considerado sinónimo, mediante infecciones experimentales a sus huéspedes finales principales (*Sturnus vulgaris* y *Turdus migratorius*) y a aves domésticas (gallinas y pavos) con los isópodos terrestres *Armadillidium vulgare*, *Porcellio scaber* y *P. laevis* como huéspedes intermedios.

Los huevos embrionados se expulsan por las heces del huésped final, un ave. Cuando son ingeridos por un huésped intermedio, un isópodo, eclosionan en el intestino medio. La eclosión está estimulada por los jugos gástricos del isópodo y el movimiento del acantor. Tras la ingestión las dos membranas externas del huevo empiezan a rasgarse desde los polos, entonces el acantor penetra la membrana hialina interna, emerge y penetra la pared del intestino en las primeras 24h.

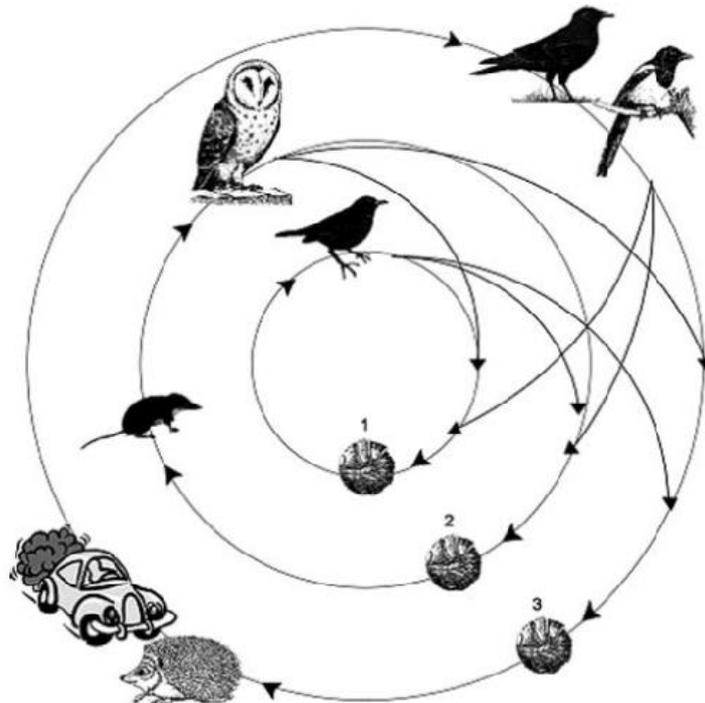
Tras entre 15 y 25 días de letargo el acantor migra hacia la membrana basal del intestino, pierde su forma y empieza a crecer. En 2 días la atraviesa por completo y queda en la cavidad corporal del isópodo embebido en el hemocele transformándose en acantella. Esta desarrolla un tallo cuticular en cuyo ápice se encuentran los ganchos embrionarios. Algunos autores lo llaman rostellum aunque no guarda relación con el de los cestodos, se trata de un órgano con función de fijación. Se forma un cisto delgado a su alrededor y tarda 30-40 días en alcanzar la madurez y transformarse en cistacanto aunque no es infectante hasta pasados 60 días. Cuando es ingerido por un huésped final la probóscide se evagina y rompe el cisto. Entonces se fija en el intestino del huésped donde se desarrolla hasta la madurez.

El origen de este parásito se encuentra en Europa aunque actualmente ha sido introducido junto con sus huéspedes a Norte América (Van Cleave, 1947), Sudáfrica (Amin *et al.*, 1999), Australia y Nueva Zelanda (Skuballa *et al.*, 2010 y Smales, 1988) y el este de Asia. Lugares en los que parece haber ampliado su ciclo infectando a nuevos grupos tanto de mamíferos como de aves.

A partir de estas introducciones y las citas en nuevos grupos de huéspedes de todo el mundo con comportamiento, alimentación y posición taxonómica distintas a los huéspedes clásicos, Skuballa *et al.* en 2010 describe un ciclo moderno para este parásito (Figura 1). En el que tiene en cuenta el fenómeno de la globalización y los impactos antrópicos. Introduciendo huéspedes paraténicos, y vías influenciadas por la actividad humana.

Un huésped paraténico es aquel en el cual el parásito no se desarrolla pero continúa siendo infectante para el siguiente hospedador obligatorio. No son fisiológicamente necesarios para el desarrollo del parásito por lo tanto acostumbran a ser solo vías alternativas con poca importancia. Sin embargo, en algunos acantocéfalos actúan como un puente que permite la continuación del ciclo, resulta una adaptación magnífica para salvar un ciclo que de otra forma sería imposible. Tal es el ejemplo de especies del género *Corynosoma* que utilizan como huésped paraténico un pez, que se alimenta del crustáceo intermediario, como puente para llegar al mamífero piscívoro y consolidar el ciclo (Sinisalo *et al.*, 2003). Los acantocéfalos suelen enquistarse de forma extraintestinal en sus hospedadores paraténicos. Una transmisión post-cíclica se da cuando el parásito es transmitido de un hospedador definitivo a otro hospedador definitivo, normalmente por la ingestión del mismo por depredadores o carroñeros. Incluso por canibalismo.

**Figura 1:** Esquematación del “ciclo moderno” de *P. cylindraceus*. Extraída de Skuballa *et al.*, 2010.



En el círculo interior de la figura 1 se describe el ciclo clásico de este parásito. Pero en el círculo central se introduce a las musarañas como huésped paraténico y a un ave rapaz nocturna como hospedador final. Se han encontrado quistes en la cavidad corporal de dos especies de musarañas, *Sorex cinereus* (Coady *et al.*, 2000) y *Blarina brevicauda*. Siendo esta última un hospedador paraténico demostrado de forma experimental (Van Cleave *et al.*, 1918). *P. cylindraceus* ha sido también citado en rapaces nocturnas como *Athene noctua* (Ferrer *et al.*, 2004) y *Strix aluco* (Ewald *et al.*, 1993), incluso en rapaces diurnas como *Haliaeetus leucocephalus* aunque con cierta controversia (Richardson *et al.*, 1995). En el círculo exterior se añade otra vía paraténica, en este caso un erizo terrestre haría el papel de huésped paraténico mientras que un ave carroñera como un córvido realizaría el papel de huésped definitivo. Se han reportado varias especies del género *Corvus* como hospedadores definitivos (Edmonds, 1989; Williams, 1961 y Dimitrova *et al.*, 1999) y se han encontrado cistacantos tanto en quistes extraintestinales como en la pared intestinal de dos especies del género *Erinaceus* (Skuballa *et al.*, 2010 y Pfäffle *et al.*, 2014). Además de en otros pequeños mamíferos marsupiales y roedores (Edmonds *et al.*, 1989 y Smales *et al.*, 1988). Esta vía estaría facilitada por un impacto antrópico como es el atropellamiento, que deja los cadáveres de los huéspedes paraténicos a disposición de los carroñeros (Arroyave, 2006).

La existencia de una vía de transmisión post-cíclica parece posible, aunque no confirmada. El reporte de *Vulpes vulpes* infectados con *P. cylindraceus* en Inglaterra, teniendo en cuenta sus hábitos alimenticios (Richards *et al.*, 1994), se explicaría de dos formas. Por la depredación de pequeños mamíferos que actuarían a modo de huéspedes paraténicos, aunque se desconoce qué especie podría adoptar este papel en Inglaterra. O por la depredación de aves passeriformes, por lo tanto indicaría una vía post-cíclica.

Basándose en los hábitos alimenticios de las rapaces nocturnas. *Athene noctua* se alimenta tanto de micromamíferos como de artrópodos, principalmente insectos, aunque también en

menor medida de aves passeriformes (Delibes *et al.*, 1984). *Strix aluco* presenta una alimentación homóloga (Anadez *et al.*, 1983). Por lo tanto la infección podría seguir una vía clásica sin embargo no se puede descartar una infección vía paraténica al alimentarse de micromamíferos con quistes extraintestinales, aunque estos no han sido reportados en España, o incluso post-cíclica al alimentarse de las aves passeriformes.

En España encontramos 3 citas de *Plagiorhynchus (P.) cylindraceus*, son notas breves o estudios en los que se menciona sin profundizar, aportan poca información y son antiguas. La primera en 1947 como su sinónimo *Prosthorhynchus transversus* (López-Neyra, 1947). En 1971 se encontraron 4 ejemplares bajo el nombre del sinónimo *Prosthorhynchus formosus* en *Turdus turdus* (Cosín, 1971) y por último en 2004 un ejemplar en *Athene noctua* encontrado en Catalunya. (Ferrer *et al.*, 2004). Sin embargo, un estudio reciente no considera que haya presencia de este parásito en España (Pfäffle *et al.*, 2014). En un estudio reciente realizados en Mallorca se reporta la presencia de una larva de acantocéfalo desconocido enquistada en el peritoneo de *Atelerix algirus* (Delgado-Serra, 2015).

#### **2.4 Daño al hospedador:**

En un principio se relacionaron las infecciones por *Plagiorhynchus cylindraceus* con la muerte de varios ejemplares de *Turdus migratorius* y *Sialia mexicana*, ambos huéspedes definitivos. Pero fueron considerados casos anecdóticos y poco sólidos (Thompson-Cowley *et al.*, 1979 y Jones, 1928). Estudios posteriores concluyeron que la patogenicidad de *P. cylindraceus* en el huésped definitivo *Sturnus vulgaris* con intensidades naturales es prácticamente nula incluso a nivel histopatológico. No disminuye el peso corporal del huésped ni afecta a su reproducción (Moore and Bell, 1983). Sin embargo (Connors *et al.*, 1991) demuestran que, especialmente con un estímulo térmico estresante, la infección produce un efecto negativo sobre el metabolismo energético y la adquisición de energía en *S. vulgaris*. Efecto que depende del sexo del huésped, algo poco común en helmintos intestinales. Especulan que el efecto negativo puede ser debido a una disrupción en la digestión del huésped, por los productos de excreción o secreción del parásito o como resultado del daño histopatológico.

La penetración a través de la pared intestinal ha sido reportada varias veces y es común en el ciclo de algunos acantocéfalos (Sinisalo *et al.*, 2003). Se suele dar en huéspedes paraténicos vertebrados. En huéspedes poiquilotermos como peces no suelen manifestar efectos adversos. Sin embargo, en mamíferos o aves puede derivar en una peritonitis mortal debido a infecciones secundarias de origen bacteriano. Debido a su gravedad es raro encontrar penetraciones completas en huéspedes aves en la naturaleza (Moor *et al.*, 1983). Sin embargo, es común encontrar penetraciones intestinales de esta especie en erizos y otros mamíferos, ya sean huéspedes paraténicos o accidentales. En erizos el grosor de la pared intestinal influye en la cantidad de penetraciones completas. El número de infecciones intraperitoneales está correlacionado de forma negativa con el tamaño del individuo. Siendo los individuos jóvenes los que presentan una mortalidad más alta asociada a *P. cylindraceus*. Estos individuos suelen presentar un alto grado de diarrea, derivada de la infección secundaria de la úlcera causada por el anclaje de estos gusanos en la pared intestinal (Wright, 2014). Además de hinchazón abdominal y acantocéfalos intraintraestinales desprendidos en heces ensangrentadas (Skuballa *et al.*, 2010).

Por otra parte, causa una notable respuesta inmune y celular en el huésped intermedio que puede incluso desarrollarse con la muerte del parásito. Este hecho que puede explicar la baja prevalencia en isópodos (Schmidt *et al.*, 1964). Además, es ampliamente conocido que *P. cylindraceus* produce un cambio comportamental en su huésped intermediario, el isópodo terrestre *Armadillidium vulgare* (Moore, 1983). Producen un fototropismo positivo en el huésped para aumentar las posibilidades de ser depredado por un ave. Además, afecta a su potencial reproductivo impidiendo el desarrollo de los ovarios (Moore, 1983), hecho

comprobado también para otras especies de isópodos como *Trachelipus squamuliger* (Dimitrova, 2009a).

## **2.5 Importancia de la identificación de los parásitos:**

Para un diagnóstico, tratamiento y control de las enfermedades parasitarias es esencial, incluso a nivel epidemiológico, una identificación precisa del agente causante de la parasitosis. De forma clásica, se ha identificado a los parásitos por sus características morfológicas o geográficas. Pero en algunos grupos es complicado dar una identificación segura y precisa basándose en dichas características, especialmente en grupos poco estudiados o estadios inmaduros. Para solventar este problema se empezaron a desarrollar técnicas basadas en el análisis y comparación del ADN (McManus *et al.*, 1996). El ADN Barcoding es un método que compara cadenas cortas y conservadas de ADN de forma intraespecífica. El objetivo principal es determinar la especie de una muestra aunque también se pueden establecer relaciones filogenéticas. El gen *COI* (*Citocromo C Oxidasa I*) es un gen mitocondrial considerado conservado y es ampliamente empleado para esta técnica (Hebert *et al.*, 2003).

Los individuos de erizos que llegan al centro de recuperación de especies silvestres suelen encontrarse multiparasitados, siendo estas parasitosis potencialmente mortales. Dado el estado de protección de esta especie y la alta mortalidad que presenta en el centro, se consideró importante conocer qué parásitos le afectan y cuál su efecto sobre la salud de este hospedador. El objetivo de este estudio es identificar el parásito que se encuentra enquistado en la cavidad peritoneal de *A. algirus* mediante el uso combinado de técnicas moleculares y morfológicas, evaluar el impacto que pueda ejercer sobre la salud de este hospedador y describir su biología.

## **3. Material y métodos:**

### **3.1 Obtención de las muestras:**

Las muestras de este estudio fueron suministradas por el COFIB (Consortio para la recuperación de fauna de las Islas Baleares). Los ejemplares de *Atelerix algirus* que ingresan en el centro del COFIB son tratados con antibióticos, antihelmínticos y otros fármacos si es preciso. Las causas principales de ingreso para el periodo 2004-2014, para 1031 individuos fueron enfermedad (16%), ataque de depredador (14%), crías solitarias (29%) y individuos desorientados (22%). Además, un 51,31% de los individuos murió durante su estancia en el centro (Delgado-Serra, 2015), siendo sometidos a una necropsia por el propio personal del centro.

Los acantocéfalos provienen del peritoneo o intestino de los erizos fallecidos. Las muestras de acantocéfalos fueron conservadas en etanol 70% y en refrigeración. Un total de 10 muestras de acantocéfalos extraintestinales y 4 intrainestinales suministradas por el COFIB entre 2016 y 2018 fueron utilizadas para el desarrollo de este estudio. Además, se realizó una búsqueda en los registros médicos del centro para conocer la cantidad necropsias realizadas a *A. algirus* en el periodo 2014-2017 y cuántas fueron positivas para quistes extraintestinales.

### **3.2 Análisis morfométrico:**

Las muestras extraintestinales que se encontraban rodeadas de tejido conjuntivo del huésped, fueron limpiadas manualmente con el objetivo de realizar las observaciones y mediciones pertinentes. Las mediciones de las distintas estructuras se realizaron con un microscopio Zeiss Scope A con un ocular micrométrico graduado y objetivos 10x y 20x aumentos de la misma marca comercial.

Para un total de 9 individuos de 6 hospedadores distintos, se midieron algunos de los principales caracteres externos: número de ganchos por fila, número de filas de ganchos, largo y ancho de probóscide y largo y ancho del tronco (Amin *et al.*, 1999).

### 3.3 Barcoding:

Se secuenciaron muestras de 6 hospedadores en total. En algunos casos se consideró como una muestra la mezcla de varios individuos del mismo hospedador con el objetivo de aumentar la cantidad de ADN. Se realizó el proceso de extracción del cuerpo sin probóscide.

Las muestras se machacaron con un pilón en un tampón salino. El proceso de extracción de cada muestra se realizó mediante el DNeasy Blood & Tissue Kit (QIAGEN) modificando el último paso añadiendo 30µl de agua miliQ en lugar de 50µl de buffer EB. Posteriormente se determinó la concentración de ADN con un espectrofotómetro NanoDrop. Las muestras con una concentración menor a 10ng/µl fueron descartadas. Para la PCR se utilizaron el par de primers LCO1490: 5'-GGTCAACAAATCATAAAGATATTGG-3', y HCO2198: 5'-TAAACTTCAGGGTGACCAAAAATCA-3 (Vrijenhoek, 1994).

El volumen total de cada reacción de la PCR fue de 50µl. Con 28.65µl de agua miliq, 5µl de cada primer, 5µl de buffer TBE, 4µl dNTPs, 0.15µl MgCl, 2µl de ADN genómico (un mínimo de 10ng/µl) y 0.2µl de taq polimerasa. Todas las PCRs se realizaron en GeneAmp PCR System 2400, Perkin Elmer usando un protocolo con una desnaturalización inicial a 95°C durante 2 min. Seguida de 35 ciclos de 30s a 92°C, 1 min a 45°C, 1 min a 72°C y una extensión final de 1 min a 72°C.

Los productos de la PCR se sometieron a una electroforesis con gel de agarosa el 3% con Pronasafe como agente intercalante para observar los productos de la PCR y el tamaño del fragmento amplificado. Se utilizó una muestra positiva amplificada con los mismos primers como control positivo y un control negativo. Se rebelaron bajo una luz UV. La purificación de las muestras se realizaron con el kit QIAquick PCR Purification Kit (QIAGEN) modificando el protocolo en el último paso añadiendo 100µl en vez de 200µl de buffer AE..La concentración fue medida con un espectrofotómetro NanoDrop. Las muestras con una concentración mayor a 40ng/µl fueron enviadas a la empresa MACROGEN S.L. La secuenciación se realizó con un secuenciador automático ABI3730XL en ambas direcciones con los mismos primers usados para la amplificación.

Se ha empleado el programa Codoncode aligner para limpiar y preparar las secuencias y la base de datos GenBank de la NCBI para comparar las secuencias obtenidas con las publicadas. Y se utilizó el software MEGA7 para realizar la tabla de distancias con el método kimura 2-parameter y un dendrograma neighbor joining con el método maximum likelihood. Un total 5 secuencias fueron comparadas. Tres de ellas extraídas de la base de datos del NCBI y 2 de ellas realizadas en este estudio a partir de dos muestras.

## 4. Resultados:

### 4.1 Datos COFIB:

Para el periodo 2014-2017 se realizaron 229 necropsias de *A. algirus* (Tabla 1). Se encontraron un total de 9 individuos con quistes extraintestinales de este acantocéfalo. Lo que supone un 3.93% de los individuos. En 2016 encontramos un máximo en la cantidad erizos infectados por *P. cylindraceus*, un 12.9% de las necropsias. En los primeros 5 meses del 2018 se han encontrado 1 individuos con quistes extraintestinales, y por primera vez, un individuo con este acantocéfalo de forma intrainestinal en la región rectal. Los acantocéfalos encontrados en la cavidad peritoneal se encontraban más degradados y rodeados de tejido conjuntivo, a veces vascularizado, del hospedador formando un quiste. Los especímenes intrainestinales estaban en perfectas condiciones.

**Tabla 1:** Necropsias de *A. algirus vagans* positivas para *P. cylindraceus* realizadas en el COFIB en el periodo 2014-2017. Todos los acantocéfalos se encontraron en la cavidad peritoneal.

	2014	2015	2016	2017
<b>Nº Individuos infectados por <i>P. cylindraceus</i></b>	1	1	7	0
<b>Necropsias totales</b>	64	52	54	59
<b>%</b>	1.56%	1.92%	12.96%	0%

De las 9 muestras usadas para el desarrollo del estudio morfológico, 6 de ellas tenían un origen extraintestinal y procedían de 4 hospedadores distintos. Mientras que 3 de ellas procedían de la región rectal del mismo hospedador..

### 4.2 Caracterización morfológica:

Una hembra que se rasgó en el proceso diagnosis dejando ver en su interior una estructura que parece corresponderse con las bolas ováricas descritas por Schmidt *et al.*, 1964 (Imagen 1).

La ausencia de claves morfológicas de los estadios inmaduros de acantocéfalos no permitió una identificación precisa. Además, encontramos muy pocos datos sobre la morfometría de los cistacantos de esta especie de acantocéfalo. La mayoría de estudios y descripciones se basan en la forma adulta.

El número filas de ganchos osciló entre 16 y 20 con un valor medio de  $17.33 \pm 0.39$ . El número de ganchos de fila se situó entre 11 y 14 con un valor medio de  $12.33 \pm 0.43$ . Ambos caracteres se encuentran dentro del rango que encontramos en la bibliografía (Tabla 4). El número de filas de ganchos se ajusta mejor a los que reporta Lisitsyna, 2010 para individuos en el mismo estadio de madurez, pero el número de ganchos por fila no. Muestran un alto coeficiente de variación (CV) (Tabla 3). Las dimensiones medias de la probóscide son de  $0.93 \pm 0.16 \text{mm} \times 0.28 \pm 0.08 \text{mm}$ . Mientras que las dimensiones medias del cuerpo son de  $3.43 \pm 0.40 \text{mm} \times 1.10 \pm 0.23 \text{mm}$ . Los caracteres del cuerpo son los que presentan un mayor CV. Los acantocéfalos encontrados en el intestino tienen unas dimensiones parecidas, los tres proceden el mismo hospedador.

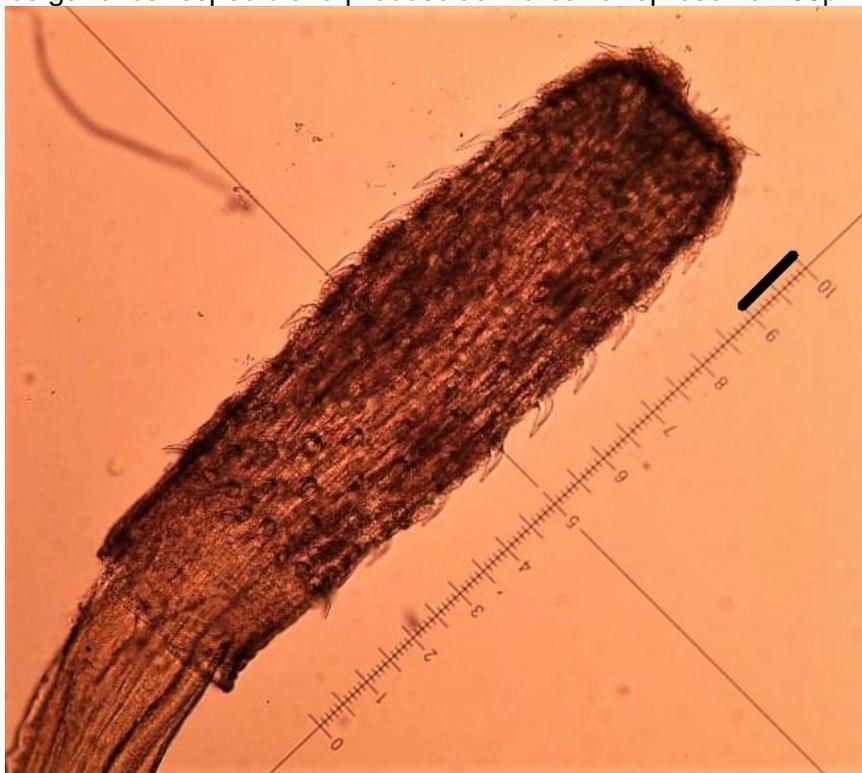
**Tabla 2:** Caracteres morfológicos de las muestras de cistacantos medidas en este estudio. Los individuos con el mismo código fueron extraídos del mismo hospedador.

<b>Muestra</b>	<b>Nº filas de ganchos</b>	<b>Nº ganchos por fila</b>	<b>Probóscide (largo x ancho)</b>	<b>Cuerpo (largo x ancho)</b>	<b>Lugar</b>
ATEALG 135/18 B	-	-	-	4.2mm x 1.06mm	Peritoneo
ATEALG 135/18 C	-	-	-	3.8mm x 1.5mm	Peritoneo
ATEALG 327/18 A	18	14	1.1mm x 0.25mm	2.9mm x 1.06mm	Intestino recto
ATEALG 327/18 B	18	-	- x 0.225mm	2.8mm x 0.8mm	Intestino recto
ATEALG 327/18 C	-	-	-	2.62mm x 0.96mm	Intestino recto
ATEALG 131/18	20	-	- x 0.27mm	4.28mm x 1.24mm	Peritoneo
ATEALG 53/15	16	11	0.79mm x 0.29mm	-	Peritoneo
ATEALG 3480/16	16	12	0.91mm x 0.35mm	-	Peritoneo
ATEALG 34/16*	16	-	- x0.3mm	-	Peritoneo
Rango total	16-20 (6)	11-14 (3)	0.79-1.1 (3) 0.225-0.35 (6)	2.62-4.2 (6) 0.8-1.5 (6)	

**Imagen 1:** Bolas ováricas del Interior del individuo ATEALG 131/18, imagen obtenida a 20x. La barra representa 100 $\mu$ m.



**Imagen 2:** Probóscide del individuo ATEALG 327/18 A a 10x. Obsérvese la disposición helicoidal de los ganchos respecto a la probóscide. La barra representa 100 $\mu$ m



**Tabla 3:** Tratamiento estadístico de los resultados de los caracteres morfométricos.

Caracter	N	Min.	Max.	X± m	S	CV (%)
Nº Filas de ganchos	6	16	20	17.33±0.39	1.63	9.42
Nº ganchos por fila	3	11	14	12.33±0.43	1.53	12.38
Largo proboscide (mm)	3	0.79	1.1	0.93±0.16	0.16	16.75
Ancho proboscide (mm)	6	0.225	0.35	0.28±0.08	0.04	15.46
Largo cuerpo (mm)	6	2.62	4.2	3.43±0.40	0.75	21.74
Ancho cuerpo (mm)	6	0.8	1.5	1.10±0.23	0.24	21.91

**Tabla 4:** Comparación de dos parámetros morfológicos obtenidos en este estudio con algunos de los presentes en la bibliografía de distintos huéspedes y localizaciones. Entre paréntesis el número de individuos estudiados., incluyendo sinónimos.

	Cistacantos (este estudio)	Cistacantos (Lisitsyna, 2010)	Adultos (Lisitsyna, 2010)	Adultos (Cosín, 1971)	Adultos (Smales, 1988)	Adulto (Golvan, 1956)	Rango total biblio.
Nº filas de ganchos	16-20 (6)	14-21 (35)	13-21 (128)	14 (1)	16 (6)	14-20 up to 24 (?)	13-21
Nº ganchos por fila	11-14 (3)	13-17 (35)	12-18 (128)	16 (1)	13-14 (6)	10-18 (?)	10-18
País	España	Ucrania	Ucrania	España	Australia		
Huésped	<i>Atelerix algius</i> (Eulipotyphla)	<i>A. vulgare</i> (Isopoda)	<i>St vulgaris</i> y <i>T. merula</i> (Passeriforme)	<i>T. turdus</i> (Passeriforme)	<i>Perameles gunnii</i> (Marsupial)	Descripción original	

#### 4.3 Barcoding:

Obtuvimos secuencias en bruto de 700pb para la muestra 1 y 687pb para la muestra 2. Después de una cuidadosa observación con el software Codoncode Aligner, se cortaron las regiones con poca resolución, resultando en 601pb y 618pb respectivamente. Al comparar las secuencias obtenidas con las presentes en la base de datos de GenBank mediante el software BLAST, se obtuvo como resultado:

Muestra 1 (Peri2): 99% de similitud con *P. cylindraceus* y 99% con *P. transversus*.

Muestra 2 (Peri3): 99% de similitud con *P. transversus* y 98% con *P. cylindraceus*.

En la base de datos solo se encuentran 6 secuencias de nucleótidos publicadas de para género de las cuales 5 corresponden a esta especie. Sólo 3 de ellas contienen el gen que ha sido secuenciado en este trabajo (COI). Una de ellas contiene el gen COI de *P. cylindraceus* (García-Varela *et al.*, 2006) y las otras dos son genomas mitocondriales completos de *P. transversus* que contienen dicho gen (Gazi *et al.*, 2016).

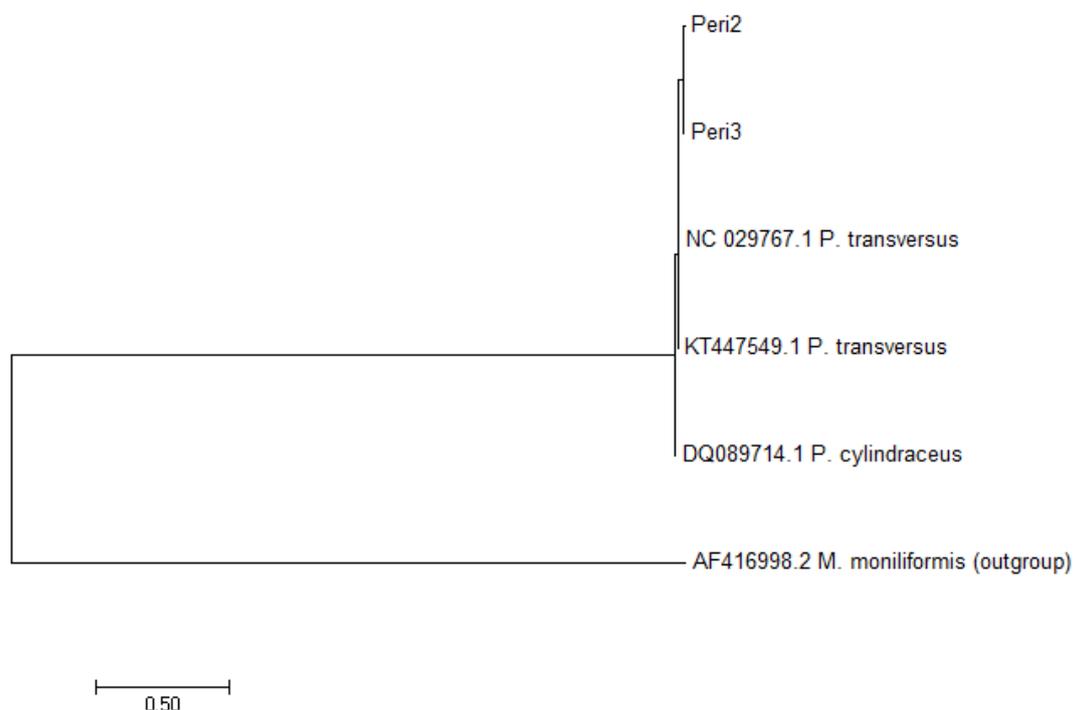
Extrajimos de la base de datos del NCBI 4 secuencias para construir una tabla de distancias (Tabla 5) y un dendrograma (Figuras 2 y 3). Una identificada como *P. cylindraceus* (DQ089714.1), 2 como *P. transversus* (NC\_029767.1 y KT447549.1) y otra como *Moniliformis moniliformis* (AF416998.2), otra especie de acantocéfalo, que fue empleada como outgroup. Las secuencias comparadas midieron 597pb.

**Tabla 5:** Tabla de distancias realizada con el método Kimura 2-parameter.

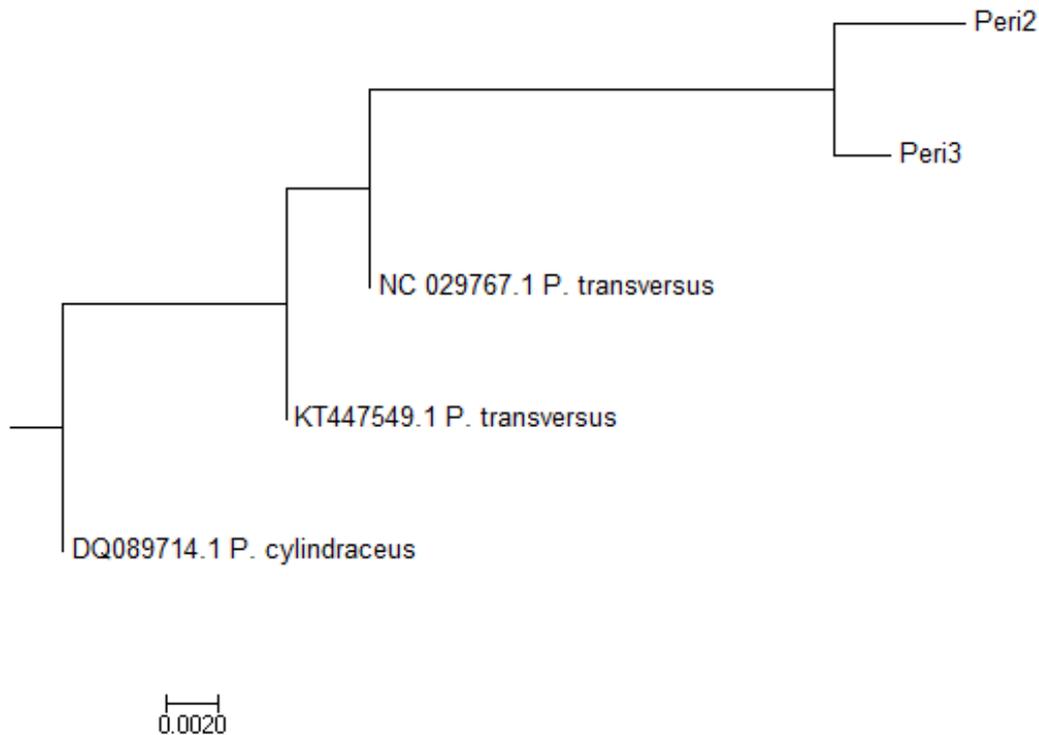
	1	2	3	4	5	6
1. Peri2						
2. Peri3	0.007					
3. DQ089714.1 <i>P. cylindraceus</i>	0.023	0.020				
4. NC 029767.1 <i>P. transversus</i>	0.020	0.016	0.011			
5. KT447549.1 <i>P. transversus</i>	0.020	0.016	0.011	-0.000		
6. AF416998.2 <i>M. moniliformis</i> (outgroup)	0.884	0.863	0.826	0.851	0.851	

De acuerdo con el 10X threshold propuesto por Hebert *et al.*, 2004, la diferencia interespecífica debe ser al menos 10 veces mayor a la diferencia intraespecífica. Las secuencias examinadas muestran que se cumple con este parámetro. Las secuencias secuenciadas en este estudio muestran mayor similitud entre ellas que con el resto, hecho que se constata en el dendrograma (Figura 2). Las secuencias de los individuos identificados como *P. transversus* en este estudio son idénticas. El árbol construido con el método Neighbour joining muestra que las secuencias de este estudio forman un grupo monofilético con las secuencias obtenidas de Genbank.

**Figura 2:** Árbol Neighbor joining realizado con el método de maximum likelihood.



**Figura 3:** Detalle del dendrograma, muestra un subárbol excluyendo al outgroup.



## 5. Discusión:

### 5.1 Confirmación de la presencia en Baleares y *A. algirus*:

La probóscide es la única característica externa que puede ser de utilidad taxonómica en este estadio de madurez. Su forma cilíndrica y la forma y disposición de los ganchos coinciden con los citados en la bibliografía para este género (Amin *et al.*, 1999 y Dimitrova, 2009b). A pesar de que los caracteres referidos al número de ganchos encajan en el rango que encontramos en la bibliografía (Tabla 4). No se puede clasificar una especie de este género basándose solo en la probóscide ya que se ha demostrado que son caracteres muy variables y en varias ocasiones muestran rangos que solapan (Lisitsyna, 2010). De hecho, en este trabajo encontramos CV más altos (Tabla 3) que los que aparecen en la bibliografía (Lisitsyna, 2010). En el caso del número de ganchos por fila 12.38% contra 8.36% (♂) y 8.14 (♀). Probablemente debido al bajo número de muestras (N=6).

En cuanto a las dimensiones del cuerpo, encontramos que la media es de longitud es de 3.43mm. Según Schmidt *et al.*, 1964 el cuerpo del cistacanto infectivo mide entre 3.0 y 4.5mm. Aunque los individuos encontrados en el intestino tengan una longitud menor (2.62-2.9mm x 0.8-1.06mm), se acerca más las dimensiones del cistacanto infectivo que a las descritas por el mismo autor para el cistacanto inmaduro (2.20-2.40mm x 0.49-0.5mm). Este pequeño tamaño podría ser debido a la competencia por espacio puesto que los 3 individuos parasitaban al mismo huésped. La observación de bolas ováricas en un cistacanto (Imagen 1) indica que se podría tratar de *P. cylindraceus*, al parecer es la única especie que desarrolla esta estructura en un estadio inmaduro (Schmidt *et al.*, 1964). En este caso, los caracteres morfológicos no aportan información clara. Se trata de un estadio inmaduro de un parásito poco estudiado. Es inclasificable morfológicamente.

Recurriendo a las técnicas moleculares obtuvimos un alto índice de similitud (99-98%) con *P. cylindraceus* y sus sinónimos. Sin embargo, hay que tener en cuenta que esta distancia fue al menos 10 veces mayor a la obtenida en comparación a otras especies del mismo filo (Tabla 5). Pero la identificación de las secuencias existentes en GenBank no son siempre correctas, hecho que acarrea frecuentemente problemas de identificación (Ricklefs, 2008).

A partir de la información que nos aportan los datos morfológicos y las técnicas moleculares, se confirma que el parásito que causa los quistes peritoneales en *Atelerix algirus vagans* es *Plagiorhynchus cylindraceus*. Por lo tanto, se confirma su presencia por primera vez en este huésped y en las Islas Baleares. Se considera que la primera evidencia se remonta al año 2014, año en el que el COFIB lo encuentra por primera vez en una necropsia.

## 5.2 Ciclo teórico en las Islas baleares y España:

Si bien la única especie parasitada por *P. cylindraceus* en las Baleares es *A. algirus*, por la complejidad de su ciclo, es necesario que existan otras especies infectadas por el parásito para que se mantenga un ciclo. Suponemos que, debido al número de erizos parasitados, estas infecciones no son puntales si no que se deben al establecimiento del parásito en el ecosistema Balear.

En las Islas Baleares encontramos numerosas especies reportadas como huéspedes posibles de *P. cylindraceus*. El único hospedador intermedio presente es *Armadillidium vulgare* (Sinitsin, 1929), un isópodo muy abundante y con distribución cosmopolita. Existen además numerosas aves passeriformes, reportadas como hospedadores definitivos clásicos, como *Sturnus vulgaris* (Baylis, 1928) y *Turdus turdus* (Smales, 2002) además de otras especies migratorias del mismo género. Pero también encontramos aves migratorias del orden Charadriiforme como *Vanellus vanellus* y *Charadrius dubius* (Dimitrova *et al.*, 1999). Estas aves están vinculadas a ambientes acuáticos. También encontramos un ave rapaz nocturna, *Athene noctua* (Ferrer *et al.*, 2004), aunque su presencia es poco frecuente. Esta se podría infectar a partir de la depredación de aves passeriformes infectadas siguiendo una vía de transmisión post-cíclica o por la depredación de micromamíferos por una vía paraténica. Encontramos dos mamíferos, ambos introducidos, *Procyon lotor* (Ching *et al.*, 2000) y *Atelerix algirus*. Ambos huéspedes accidentales con quistes extraintestinales. Teniendo en cuenta la alimentación de las especies presentes, *A. algirus* sólo podría continuar el ciclo mediante una vía paraténica a partir de ingestión de sus restos puesto que no posee depredadores. Una de las causas principales de mortalidad en erizos se debe al atropellamiento (Rautio *et al.*, 2016), Roig-Munar, 2012 estima que en sólo en Menorca mueren 2160 ejemplares de *A. algirus vagans*. Estos cadáveres quedan a disposición de los carroñeros como cuervos (Arroyave, 2006). En Baleares existe la presencia de *Corvus corax*, aunque no está citado como huésped de *P. cylindraceus*, si lo están algunas otras especies del mismo género (Edmonds, 1989; Williams, 1961 y Dimitrova *et al.*, 1999).

En Norteamérica es común encontrar musarañas con quistes extraintestinales de este parásito, habiéndose confirmado su papel paraténico (Van Cleave *et al.*, 1918). Aunque en las Baleares habitan otras especies de musarañas, teniendo en cuenta la baja especificidad de este parásito en cuanto a los huéspedes finales y accidentales, podrían ser huéspedes potenciales. De ser así, existiría una vía paraténica para infectar a aves rapaces.

En la Península Ibérica este parásito ha sido citado en *Athene noctua* (Ferrer *et al.*, 2004) y *Turdus turdus* (Cosín, 1971). Aunque la primera cita, en un hospedador desconocido, se remonta al 1947 (López-Neyra, 1947). El ciclo teórico o posible es más amplio puesto que hay presencia de un mayor número de especies citadas como hospedadoras, incluyendo todas las anteriormente citadas para las Islas Baleares. En cuanto al hospedador intermedio, también hay presencia de *Porcellio scaber* (Levri *et al.*, 2004), otro isópodo

común. Destacar la presencia de dos especies de córvidos citadas como hospedadores de este parásito, son *Corvus monedula* y *C. frugilegus* (Williams, 1961 y Dimitrova *et al.*, 1999). Así como la presencia de dos mamíferos accidentales como *Erinaceus europaeus* (Skuballa *et al.*, 2010) y *Vulpes vulpes* (Richards *et al.*, 1995). Teniendo en cuenta sus hábitos alimenticios, el erizo se infectaría de forma similar a *A. algirus*, ingiriendo isópodos infectado. Mientras que el zorro probablemente se afectaría por micromamíferos infectados, aunque se desconoce qué especie podría adoptar este papel de huésped paraténico. Se considera poco probable que se alimente del hospedador intermediario. En el caso del ave rapaz *Strix aluco* (Ewald *et al.*, 1993), adoptaría un papel de hospedador final infectándose a partir de aves passeriformes o micromamíferos.

Puesto que existen huéspedes autóctonos para completar el ciclo de este parásito tanto en Baleares como en España, se puede pensar que se trata de un parásito autóctono. Pero lo cierto es que solo hay 3 citas aisladas (López-Neyra, 1947, Cosín, 1971 y Ferrer *et al.*, 2004), incluso un trabajo reciente niega su presencia en la península Ibérica (Pfäffle *et al.*, 2014). Este es el único estudio que presenta datos de prevalencia y de un posible establecimiento del parásito en España. Si bien es necesario un estudio a mayor escala para confirmarlo y describir un ciclo real en el archipiélago y península Ibérica

En la distribución de origen de *A. algirus*, el norte de África. Se han reportado larvas de un acantocéfalo desconocido en el mesenterio en esta y otra especie de erizo con la que cohabita en Algeria, *Paraechinus aethiopicus* (Khaldi *et al.*, 2012). Se trata muestras que datan del 2008. Probablemente se trate de este mismo parásito. Los individuos de *A. algirus* presentan una prevalencia del 20%, mucho mayor a la expuesta en este trabajo (3.93%). Teniendo en cuenta el bajo número de citas es poco probable que este parásito fuera introducido junto a su huésped. Que la riqueza de parásitos de *A. algirus* sea menor en los lugares en los que fue introducido respecto a su distribución original apoyan esta hipótesis (Delgado-Serra, 2015 y Khaldi *et al.*, 2012). Un estudio de distancia genética entre distintas poblaciones de este parásito podría desvelar el origen de las introducciones de este parásito.

### **5.3 Potencial zoonótico:**

No se han reportado casos de infecciones de *P. cylindraceus* en humanos y por lo tanto no se considera zoonótico (Keymer *et al.*, 1991). Teniendo en cuenta la baja especificidad en cuanto al hospedador accidental, infectando a mamíferos del orden Carnivora, Rodentia y Eulipotyphla además de marsupiales, todos grupos taxonómicamente bastante alejados entre sí (Duque Osorio *et al.*, 2009), no se podría descartar su potencial zoonótico. Sí se consideran zoonóticas otras especies de acantocéfalos con un ciclo parecido. La infección debe producirse por la ingestión del hospedador intermediario infectado. Es el caso de *Moniliformis moniliformis* (Moniliformidae) con el dictióptero *Periplaneta americana* como huésped intermediario y mamíferos como definitivos. La infección es poco probable pero posible y de hecho se han dado casos, especialmente en niños (Salehabadi *et al.*, 2008 y Counselman *et al.*, 1989). Dado el caso, probablemente *P. cylindraceus* no utilizaría a un humano como hospedador definitivo puesto que no se ha reportado un espécimen adulto en ningún mamífero. Si no como accidental pudiendo atravesar la pared intestinal, como con el resto de mamíferos, existiendo el riesgo derivado de peritonitis.

### **5.4 Efectos sobre *A. algirus*:**

*Atelerix algirus* se infecta consumiendo isópodos infectados. En estos isópodos el parásito ha inducido el cambio comportamental que aumenta la probabilidad de ser depredado (Moore, 1983). Los acantocéfalos suelen atravesar la pared intestinal en los hospedadores accidentales y paraténicos vertebrados (Sinisalo *et al.*, 2003), tal y como hacen en el hospedador intermediario (Schmidt *et al.*, 1964). Las penetraciones completas son más

comunes en individuos jóvenes debido al menor grosor de la pared intestinal (Wright, 2014). En un hospedador homeotermo este hecho puede acarrear consecuencias mortales. Pudiendo producir una sepsis bacteriana además de un alto grado de diarrea, incluso ensangrentada (Skuballa *et al.*, 2010). Son, por lo tanto, los individuos juveniles los más sensibles a las complicaciones derivadas de este parásito. Si bien la cantidad de erizos parasitados por *P. cylindraceus* que llegan al centro del COFIB es baja, parece ser que este parásito tiene un potencial mortal sobre los individuos, especialmente juveniles, de *A. algirus*. La parasitosis es un importante factor de mortalidad en los erizos baleares, de hecho, en el periodo 2004-2014 un 88.4% de los erizos ingresados por enfermedad (la mayoría parasitosis) murieron en el centro del COFIB (Delgado-Serra, 2015).

### **5.5 Introducciones y distribución global:**

A pesar de su origen europeo, la introducción de sus huéspedes finales, aves passeriformes como *Sturnus vulgaris* o *Turdus sp.*, ha permitido ampliar su distribución estableciéndose en lugares como Norte América (Van Cleave, 1947), Sudáfrica (Amin *et al.*, 1999), Australia y Nueva Zelanda (Skuballa *et al.*, 2010). Presenta una gran especificidad hacia el hospedador intermediario y por lo tanto su presencia es indispensable para el establecimiento del parásito. El isópodo *Armadillidium vulgare* es uno de sus huéspedes principales, aunque su origen sea mediterráneo, ha sido ampliamente introducido teniendo hoy en día una distribución global y cosmopolita. No muestra esta especificidad para el hospedador final y accidental, habiendo ampliado su ciclo parasitando distintos grupos de aves en cada lugar en el que ha sido introducido. En Sudáfrica predominan las aves charadriiformes (Amin *et al.*, 1999), en América las musarañas y aves picciformes (Schmidt *et al.*, 1964 y Van Cleave, 1918) mientras que en Australia y Nueva Zelanda infecta a los marsupiales (Smales, 1988).

## **6. Conclusiones**

Se concluye que *Plagiorhynchus cylindraceus* es el acantocéfalo que parasita al erizo *Atelerix algirus* en Mallorca, ya sea de forma extraintestinal en forma de quistes peritoneales o intrainestinal fijado con su probóscide en la pared intestinal del intestino rectal. Este sería el primer reporte de esta especie en el erizo moruno, ampliando el número de especies que son afectadas por este parásito. Las enfermedades parasitarias causan un gran impacto en la salud de estos pequeños mamíferos, por este motivo es importante estudiarlos.

Las técnicas moleculares han sido indispensables para la correcta identificación de este parásito. Lo cual demuestra que son de gran ayuda para despejar dudas sobre la taxonomía de grupos en los que la morfología no es clara a la hora de distinguir especies, lo cual suele ocurrir frecuentemente en parásitos de fauna silvestre que están poco estudiados.

### **Contribuciones:**

Las secuencias obtenidas en este trabajo han sido empleadas para la elaboración del póster *Barcoding Achantocephala. A neglected phylum of parasitic helminths*. En dicho estudio se analizó la utilidad de las técnicas moleculares para la correcta identificación de parásitos poco estudiados además de la importancia de una correcta identificación de los mismos.

A. García-Salguero, S. Delgado-Serra, M. Juan-Amengual, MA. Miranda, J. Sola.Sánchez & C. Claveles-Esquivel (2018, enero). *Barcoding Achantocephala. A neglected phylum of parasitic helminths*. Póster presentado al IV Iberian Congress of Biological Systematics, Palma, España.

DOI: 10.13140/RG.2.2.22195.32804

### **Agradecimientos:**

Al COFIB, en especial a Jéscica por el suministro de muestras y el interés en este proyecto. A Sofía por compartir tardes enteras en el laboratorio deseando un resultado positivo y estar siempre dispuesta a echar una mano. A Marina por sus consejos. A mi familia el apoyo en las horas más bajas. Y sobre todo a Claudia por transmitirme sus conocimientos, darme libertad en el desarrollo de este trabajo y aportarme confianza.

### **Referencias:**

- Abele, L. G., & Gilchrist, S. (1977). Homosexual rape and sexual selection in acanthocephalan worms. *Science*, 197(4298), 81-83.
- Adanez, A. V., & Hontanilla, C. T. M. (1983). Alimentación del cárabo (*Strix aluco* L. 1758) en España. *Alytes*, 1, 291-306.
- Amin, O. M., Canaris, A. G., & Kinsella, J. M. (1999). A taxonomic reconsideration of the genus *Plagiorhynchus* s. lat. (Acanthocephala: Plagiorhynchidae), with descriptions of South African *Plagiorhynchus* (*Prosthorhynchus*) *cylindraceus* from shore birds and *P.(P.) malayensis*, and a key to the species of the subgenus *Prosthorhynchus*. *JOURNAL-HELMINTHOLOGICAL SOCIETY WASHINGTON*, 66, 123-132.
- Amin, O. M. (1987). Key to the families and subfamilies of Acanthocephala, with the erection of a new class (Polyacanthocephala) and a new order (Polyacanthorhynchida). *The Journal of parasitology*, 1216-1219.
- Arroyave, M. D. P., Gómez, C., Gutiérrez, M. E., Múnera, D. P., Zapata, P. A., Vergara, I. C., ... & Ramos, K. C. (2006). Impactos de las carreteras sobre la fauna silvestre y sus principales medidas de manejo. *Revista eia*, (5), 45-57.
- Baylis, H. A. (1928). XLI.—Records of some parasitic worms from British vertebrates. *Journal of Natural History*, 1(3), 329-343.
- Ching, H. L., Leighton, B. J., & Stephen, C. (2000). Intestinal parasites of raccoons (*Procyon lotor*) from southwest British Columbia. *Canadian Journal of Veterinary Research*, 64(2), 107.
- Coady, N. R., & Nickol, B. B. (2000). Assessment of parenteral *Plagiorhynchus cylindraceus* (Acanthocephala) infections in shrews. *Comparative Parasitology*, 67(1), 32-39.
- Connors, V. A., & Nickol, B. B. (1991). Effects of *Plagiorhynchus cylindraceus* (Acanthocephala) on the energy metabolism of adult starlings, *Sturnus vulgaris*. *Parasitology*, 103(3), 395-402.
- Corbet, G. B. (1988). The family Erinaceidae: a synthesis of its taxonomy, phylogeny, ecology and zoogeography. *Mammal review*, 18(3), 117-172.
- Cosín, D. D. (1971). *Prosthorhynchus formosus*, nuevo acantocéfalo de la fauna española. *Real sociedad española de historia natural*, 185-188
- Counselman, K., Field, C., Lea, G., Nickol, B., & Neafie, R. (1989). *Moniliformis moniliformis* from a child in Florida. *The American journal of tropical medicine and hygiene*, 41(1), 88-90.
- Delgado-Serra, S. (2015). Los helmintos parásitos que afectan al "Erizo Moruno" *Atelerix algirus vagans* (Trabajo de fin de grado). UIB, España.

- Delibes, M., Brunet-Lecomte, P., & Manez, M. (1984). Datos sobre la alimentacion de la lechuza comun (*Tyto alba*), el buho chico (*Asio otus*) y el mochuelo (*Athene noctua*) en una misma localidad de Castilla la Vieja. *Ardeola*, 30(1984), 57-63.
- Douady, C. J., Chatelier, P. I., Madsen, O., de Jong, W. W., Catzefflis, F., Springer, M. S., & Stanhope, M. J. (2002). Molecular phylogenetic evidence confirming the Eulipotyphla concept and in support of hedgehogs as the sister group to shrews. *Molecular phylogenetics and evolution*, 25(1), 200-209.
- Dimitrova, Z. M., Georgiev, B. B., & Genov, T. (1999). New data on acanthocephalans of the genus *Plagiorhynchus* Luhe, 1911 (Palaeacanthocephala, Polymorphida, Plagiorhynchidae) from birds in Bulgaria. *Helminthologia*, 36(4), 261-268.
- Dimitrova, Z. (2009a). Occurrence of cystacanths of *Plagiorhynchus cylindraceus* (Acanthocephala) in the terrestrial isopods *Trachelipus squamuliger* and *Armadillidium vulgare* (Oniscidea) in Bulgaria. *Acta Parasitologica*, 54(1), 53-56.
- Dimitrova, Z. (2009b). Acanthocephalans of the nominotypical subgenus of *Plagiorhynchus* (Plagiorhynchidae) from charadriiform birds in the collection of the Natural History Museum, London, with a key to the species of the subgenus. *ZooKeys*, 6, 75.
- Duque Osorio, J. F., Ortíz Salazar, M. A., Salazar Monsalve, L., & Mejía Pavony, C. A. (2009). Mamíferos: evolución y nomenclatura dental.
- Edmonds, S. J. (1989). A list of Australian Acanthocephala and their hosts. *Records of the South Australian Museum*, 23, 127-133.
- Ewald, J. A., & Crompton, D. W. T. (1993). *Centrorhynchus aluconis* (Acanthocephala) and other helminth species in tawny owls (*Strix aluco*) in Great Britain. *The Journal of parasitology*, 952-954.
- Ferrer, D., Molina, R., Castella, J., & Kinsella, J. M. (2004). Parasitic helminths in the digestive tract of six species of owls (Strigiformes) in Spain. *The Veterinary Journal*, 167(2), 181-185
- García-Varela, M., & Nadler, S. A. (2006). Phylogenetic relationships among Syndermata inferred from nuclear and mitochondrial gene sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 40(1), 61-72.
- Gazi, M., Kim, J., García-Varela, M., Park, C., Littlewood, D. T. J., & Park, J. K. (2016). Mitogenomic phylogeny of Acanthocephala reveals novel Class relationships. *Zoologica Scripta*, 45(4), 437-454.
- Goeze J. A. E. (1782). Versuch einer Naturgeschichte der Eingeweidewürmer thierischer Körper. 4°, 139-168.
- 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.
- Hebert, P. D., Stoeckle, M. Y., Zemlak, T. S., & Francis, C. M. (2004). Identification of birds through DNA barcodes. *PLoS biology*, 2(10), e312.

- Roig-Munar, F. X., Pons, G. X., & Lamarca, E. C. (2012). Anàlisi de la mortalitat de vertebrats a les carreteres de Menorca. *Bolletí de la Societat d'Història Natural de les Balears*, 55, 75-98.
- Jones, M. (1928). An acanthocephalid, *Plagiorhynchus formosus*, from the chicken and robin. *J Agric Res*, 36, 773-775.
- Keymer, I. F., Gibson, E. A., & Reynolds, D. J. (1991). Zoonoses and other findings in hedgehogs (*Erinaceus europaeus*): a survey of mortality and review of the literature. *The Veterinary Record*, 128(11), 245-249.
- Khaldi, M., Torres, J., Samsó, B., Miquel, J., Biche, M., Benyettou, M., ... & Ribas, A. (2012). Endoparasites (helminths and coccidians) in the hedgehogs *Atelerix algirus* and *Paraechinus aethiopicus* from Algeria. *African Zoology*, 47(1), 48-54.
- Khaldi, M., Ribas, A., Barech, G., Hugot, J. P., Benyettou, M., Albane, L., ... & Nicolas, V. (2016). Molecular evidence supports recent anthropogenic introduction of the Algerian hedgehog *Atelerix algirus* in Spain, Balearic and Canary islands from North Africa. *Mammalia*, 80(3), 313-320.
- Levri, E. P., & Coppola, B. P. (2004). First report of the acanthocephalan *Plagiorhynchus cylindraceus* in the terrestrial isopod *Porcellio scaber*. *Comparative parasitology*, 71(1), 90-91.
- Lisitsyna, O. (2010). Morphological Variability of *Plagiorhynchus* (*Prosthorhynchus*) *Cylindraceus* (*Acanthocephala*, *Plagiorhynchidae*) and Its Importance in Assessment of Taxonomy Structure of the Subgenus. *Vestnik zoologii*, 44(6), e-35.
- López-Neyra, C. R. (1947). Helminths of the Vertebrates of Iberia I, II, III. *Consejo Superior de Investigaciones Científicas, Granada*.
- McManus, D. P., & Bowles, J. (1996). Molecular genetic approaches to parasite identification: their value in diagnostic parasitology and systematics. *International Journal for Parasitology*, 26(7), 687-704.
- Moore, J., & Bell, D. H. (1983). Pathology (?) of *Plagiorhynchus cylindraceus* in the starling, *Sturnus vulgaris*. *The Journal of parasitology*, 387-390.
- Moore, J. (1983). Responses of an avian predator and its isopod prey to an acanthocephalan parasite. *Ecology*, 64(5), 1000-1015.
- Morales, A., & Rofes, J. (2008). Early evidence for the Algerian hedgehog in Europe. *Journal of Zoology*, 274(1), 9-12.
- Miller, D. M., & Dunagan, T. T. (1976). Body wall organization of acanthocephalan, *Macracanthorhynchus hyrudinaceus* reexamination of lacunar system. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 43(2), 99-106.
- Miller, D. M., & Dunagan, T. T. (1977). The lacunar system and tubular muscles in *Acanthocephala*. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 44, 201-205.
- Núñez, V., & Drago, F. B. Capítulo 8 Phylum Acanthocephala. *Macroparásitos: diversidad y biología*, 112.

- 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*, 9(12), e114030.
- Rautio, A., Isomursu, M., Valtonen, A., Hirvelä-Koski, V., & Kunnasranta, M. (2016). Mortality, diseases and diet of European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in an urban environment in Finland. *Mammal Research*, 61(2), 161-169.
- Richardson, D. J., & Nickol, B. B. (1995). The genus *Centrorhynchus* (Acanthocephala) in North America with description of *Centrorhynchus robustus* n. sp., redescription of *Centrorhynchus conspectus*, and a key to species. *The Journal of parasitology*, 767-772.
- Ricklefs, R. E. (2008). Parasite misidentifications in GenBank: how to minimize their number? *Update*, 24(6).
- Salehabadi, A., Mowlavi, G., & Sadjjadi, S. M. (2008). Human infection with *Moniliformis moniliformis* (Bremser 1811)(Travassos 1915) in Iran: Another case report after three decades. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 8(1), 101-104.
- Schmalfuss, H. (2003): World catalog of terrestrial isopods (Isopoda: Oniscidea). – Stuttgartar Beiträge zur Naturkunde, Serie A, Nr. 654: 341 pp
- Schmidt, G. D., & Olsen, O. W. (1964). Life cycle and development of *Prosthynchus formosus* (Van Cleave, 1918) Travassos, 1926, an acanthocephalan parasite of birds. *The Journal of parasitology*, 721-730.
- Schmidt, G. D., & Kuntz, R. E. (1966). New and little-known plagiorhynchid Acanthocephala from Taiwan and the Pescadores Islands. *The Journal of parasitology*, 520-527.
- Skuballa, J., Taraschewski, H., Petney, T. N., Pfäffle, M., & Smales, L. R. (2010). The avian acanthocephalan *Plagiorhynchus cylindraceus* (Palaeacanthocephala) parasitizing the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in Europe and New Zealand. *Parasitology research*, 106(2), 431.
- Smales, L. R. (1988). *Plagiorhynchus* (*Prosthynchus*) *cylindraceus* (Goeze, 1782) Schmidt and Kuntz, 1966, from the Australian Bandicoots, *Perameles gunnii* Gray, 1838, and *Isodon obesulus* (Shaw, 1797). *The Journal of parasitology*, 1062-1064.
- Sinisalo, T., & Valtonen, E. T. (2003). *Corynosoma* acanthocephalans in their paratenic fish hosts in the northern Baltic Sea. *Parasite*, 10(3), 227-233.
- Sinitsin, D. (1929). A note on the intermediate host of *Plagiorhynchus formosus*. *Journal of Parasitology*, 15, 287.
- Thompson-Cowley, L. L., Helfer, D. H., Schmidt, G. D., & Eltzroth, E. K. (1979). Acanthocephalan parasitism in the western bluebird (*Sialia mexicana*). *Avian diseases*, 768-77
- Van Cleave, H. J. (1918). The acanthocephala of North American birds. *Transactions of the American Microscopical Society*, 19-47.
- Van Cleave, H. J. (1942). A reconsideration of *Plagiorhynchus formosus* and observations on Acanthocephala with atypical lemnisci. *Transactions of the American Microscopical Society*, 61(2), 206-210.

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.

Williams, I. C. (1961). A list of parasitic worms, including twenty-five new records, from British birds. *Journal of Natural History*, 4(44), 467-480.

Wright, I. (2014). Parasites affecting wild European hedgehogs: disease potential and zoonoses. *Companion Animal*, 19(12), 642-646.