
Director de programa

Jurado

Jurado



Universidad del Magdalena

FAUNA PARASITARIA INTESTINAL (PLATYHELMINTHES: CESTODA) DE LA PALOMA
COMÚN *Columba livia* EN LA UNIVERSIDAD DEL MAGDALENA Y SUS ALREDEDORES,
SANTA MARTA, COLOMBIA

Trabajo de grado para optar el título de Biólogo

Presentado por:

Amanda Berben Henríquez

Director del proyecto:

Sigmer Quiroga Cárdenas, *Ph.D.*

Profesor Asociado

Universidad del Magdalena

Santa Marta, D.T.C.H

2016



DEDICATORIA

"A mi madre Ana María: por ser el motor de mi vida, por su infinita confianza en mí y por su convicción de que todo lo que hago es lo mejor. A mis tías Gladys y Fanny: por inculcarme los mejores valores y principios de este universo... gracias eternas. A mi abuela Carmelina: por todo el amor que me ha brindado y por su fe inagotable en mí. A mis hermanos: que me han acompañado en esta etapa de mi vida y me han hecho sentir la más ñoña de las ñoñas. A la señora Luisa Rojas: por enseñarme que todo lo que uno anhela en la vida se puede lograr con juicio, dedicación y mucha pasión. A Santiago González: por su incondicionalidad desde que empecé a cumplir mis metas y por hacerme ver lo capaz que soy".



AGRADECIMIENTOS

Comenzaré expresando mi gratitud a Dios, por regalarme la vida y por ayudarme a cumplir mis metas cuando menos lo pensé, por demostrarme que siempre tiene un plan de vida para cada uno y que este se desarrolla en el momento indicado. De manera especial agradezco a los miembros del grupo de investigación MIKU: Santiago González, Rosana Londoño, Ana Milena Lagos, Maria Victoria León, Jaime González, Anisbeth Daza, Claudia Morales, Juan David Ospino, Kevin Roncallo y Martin Caicedo, por toda su colaboración... me siento afortunada de hacer parte de este equipo. Ana Milena Lagos, muchas gracias por aguantar mis llantos y bajones de ánimo. Rosana Londoño, te agradezco infinitamente el tiempo, la disponibilidad y todo el apoyo que me brindaste ante cualquier duda o problema que se presentaba. A Roberto Guerrero por la información proporcionada. A mis compañeros y amigos, Leonel Fernández, María Galvis, Andrés Rocha y Mayra Calderón, por hacerme sentir como una líder y por todo su apoyo. Terminaré agradeciéndole profundamente a mi director de tesis, Sigmer Quiroga, gracias por todo, sin duda no se puede pedir mejor director; gracias por su confianza y por ofrecerme la oportunidad de realizar esta tesis; gracias por todo el conocimiento aportado y sus francos consejos, eso demuestra que no solo es un excelente profesor sino que además lo ratifica como una hermosa persona. Muchas gracias.

Este trabajo fue financiado por la "*Primera Convocatoria Interna para Financiar Proyectos de Investigación Estudiantiles en el Marco del Plan de Mejoramiento del Programa de Biología*" a la cual expreso mis sinceros agradecimientos.



BB
00092
91

TABLA DE CONTENIDO

	Páginas
DEDICATORIA	iii
AGRADECIMIENTOS	iv
1. LISTA DE FIGURAS	vi
2. LISTA DE TABLAS	vii
3. RESUMEN	viii
4. ABSTRACT	ix
5. INTRODUCCIÓN.....	1
6. HIPÓTESIS.....	8
7. OBJETIVOS	8
7.1 General.....	8
8. METODOLOGÍA.....	9
8.1 Área de captura de los hospederos	9
8.2 Extracción de los parásitos	9
8.3 Identificación morfológica.....	10
8.4 Fase de análisis.....	12
9. RESULTADOS	12
10. DISCUSIÓN.....	22
11. CONCLUSIONES.....	25
12. RECOMENDACIONES	26
13. BIBLIOGRAFÍA.....	26



1. LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Esquema de un céstodo adulto. A) Escólex B) Cuello y C) Estróbilo: Ci, proglótides inmaduras; Cm, proglótides maduras; Cg, proglótides grávidas. Modificado de Quiroz (2005).

Figura 2. Esquema del escólex. A) Rostelo B) Vaina rostelar y C) Corona de ganchos. Modificado de Komisarovas y Georgiev (2007).

Figura 3. Esquemas de las estructuras adhesivas. A) Botrios B) Botridios y C) Acetábulos o verdaderas ventosas. Modificado de Barnes (1968).

Figura 4. Esquema de una proglótide sexualmente madura de la especie *Taenia* sp.; A, atrio; BC, bolsa del cirro; VE, vaso eferente; VD, vaso deferente; T, testículo; V, vagina; O, ovario; U, útero; OT, ootipo; GV, glándula vitelógena. Modificado de Barnes (1968).

Figura 5. Zona de captura, Universidad del Magdalena, Santa Marta, Colombia; localización de los sitios de capturas de las palomas.

Figura 6. Número de parásitos separados del intestino de las palomas.

Figura 7. *Cotugnia* cf. *polyacantha*. A) Escólex –las flechas señalan corpúsculos calcáreos- B) Ventosa C) Rostelo invaginado y D) Ganchos rostelares.

Figura 8. *Cotugnia* cf. *polyacantha*. A) Fragmento del estróbilo –formado por proglótides inmaduras- B) Atrio genital C) Testículos y D) Conductos deferentes (CD) y vagina (V).

Figura 9. *Cotugnia* cf. *polyacantha*. A) Corte histológico longitudinal de una proglótide madura mostrando la bolsa del cirro B) Corte histológico longitudinal de una proglótide madura exponiendo el cirro C) Ovarios (O) y glándulas vitelinas (GV) D) Glándulas vitelinas y E) Cápsula ovígera.

Figura 10. Micrografía con M.E.B de *Cotugnia* cf. *polyacantha*. A) Vista apical del escólex (rostelo invaginado) B) Ventosa inerme C) Porción del rostelo exhibiendo ganchos dispuestos en dos filas alternas y espinas de aspecto escamoso, dirigidos hacia la base del rostelo D) Hilera de ganchos rostelares desordenada y numerosas espinas planas E) Collar o banda circular formada por estructuras puntiagudas de aspecto escamoso. F y G) Acercamiento de los ganchos rostelares.

Figura 11. *Raillietina* cf. *echinobothrida*. A) Escólex B) Ventosa y C) Rostelo invaginado.

Figura 12. *Raillietina* cf. *echinobothrida*. A) Fragmento del estróbilo –constituido por proglótides inmaduras- B) Atrio genital C) Testículos y D) Bolsa del cirro (BC) y vagina (V).

Figura 13. *Raillietina* cf. *echinobothrida*. A) Cirro B) Ovarios (O) y glándula vitelina (GV) y C-D) Cápsulas ovígeras.

2. LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Prevalencia e intensidad media de las especies de céstodos

3. RESUMEN

Los céstodos son parásitos comunes de vertebrados; a pesar de que han sido ampliamente estudiados en aves domésticas, su conocimiento en Colombia es limitado en particular para la paloma común *Columba livia*, especie que convive entre los seres humanos y puede representar un potencial vector de agentes parasitarios, como ya ha sido registrado en algunos países. El objetivo del trabajo fue identificar las especies de céstodos que parasitan las palomas en la Universidad del Magdalena y sus alrededores. Para ello, 37 palomas se sacrificaron de acuerdo con los códigos de ética para estudios con vertebrados, se les extrajo el intestino y se separaron los céstodos que fueron fijados en formalina al 4%. Posteriormente, fueron identificados con técnicas que incluyeron análisis morfométricos, histología, tinciones específicas con Carmín y microscopía electrónica de barrido. Se encontró que *Columba livia* está frecuentemente infestada (94,59%) por céstodos, 325 ejemplares fueron atribuidos a dos especies, *Cotugnia* cf. *polyacantha* y *Raillietina* cf. *echinobothrida* cuyas prevalencias e intensidades medias fueron de 86,46% y 7,85 para la primera y 16,21% y 1,25 para la segunda. Estos resultados sugieren que *Columba livia* representa una alta fuente de infección para otras aves domésticas y un riesgo potencial como reservorio de enfermedades para el hombre por su estrecha relación con los centros urbanos. Esta investigación constituye el primer trabajo de céstodos en palomas y es un aporte significativo de información básica a la biodiversidad de la helmintofauna colombiana en aves.



4. ABSTRACT

The tapeworms are common parasites of vertebrates; even though these organisms have been extensively studied in domestic birds, their knowledge in Colombia is scarce especially for the common pigeon *Columba livia*, species that commonly lives among humans and may represent a potential vector of parasitic agents, as it has been already recorded in some countries. The goal of this work was to identify the species of cestodes parasitizing pigeons at the University of Magdalena and its surroundings. In order to achieve that, 37 pigeons were euthanized according to the ethical codes for studies on vertebrates, their intestines were dissected and the cestodes were isolated and fixed in 4% formalin. Subsequently, they were identified applying morphometric analysis, histology, specific staining techniques with Carmín and scanning electron microscopy. It was found that *Columba livia* is very oftenly infested (94,59%) by cestodes, 325 specimens were attributed to two species, *Cotugnia cf. polyacantha* and *Raillietina cf. echinobothrida* whose prevalences and mean intensities were 86,46% and 7,85 for the first species and 16,21% and 1,25 for the second. These results suggest that *Columba livia* represents a high source of infection for other domestic birds and a potential risk as a reservoir of disease to man by its close relationship with urban centers. This survey is the first work on cestodes in pigeons and is significant contribution to the biodiversity of the Colombian helminthfauna in birds.

5. INTRODUCCIÓN

La paloma común *Columba livia* es un ave cosmopolita adaptada a vivir en entornos hostiles en diferentes partes del mundo (Villalba-Sánchez *et al.*, 2014); su éxito reproductivo ha conllevado a aumentos desmesurados en su población (Méndez-Mancera *et al.*, 2013; Villalba-Sánchez *et al.*, 2015), lo que le ha permitido su expansión a las áreas urbanas (Pérez-García *et al.*, 2015). La adaptación de estas aves en el hábitat urbana se debe principalmente a los recursos alimenticios que les ofrecen las ciudades y a la arquitectura de los edificios que son semejantes a los acantilados costeros que emplean como refugios y para construir sus nidos. De tal manera que hoy en día, *Columba livia* está ocupando espacios más cercanos al hombre por ejemplo parques, colegios, universidades, restaurantes, oficinas de trabajo, techos, áticos, ductos de aguas, etc., que han aumentado las posibilidades de conservación en estos ambientes (Méndez-Mancera *et al.*, 2013).

Estas columbiformes, si bien, no son aves salvajes representan un problema sanitario ya que actúan como reservorios de agentes zoonóticos de importancia en salud pública (Diakou *et al.*, 2013). Existen registros de aproximadamente 30 enfermedades transmisibles de *Columba livia* a los seres humanos, que pueden ser transferidos por sus heces (Pérez-García *et al.*, 2015). La acumulación de materia fecal en las plazas, edificios, monumentos, calles, etc. conlleva a situaciones de infestación como por ejemplo que se inhale el excremento seco en forma de polvo o que se entre en contacto directo o indirecto (manipulación de elementos contaminados como agua, alimentos u otros) con el excremento (Pérez-García *et al.*, 2015), constituyendo preocupantes focos de infección causante de enfermedades para el hombre, entre las que se enlistan las infestaciones con protozoos, enterobacterias y parásitos (Marques *et al.*, 2007; Pérez-García *et al.*, 2015).

Entre los parásitos más comunes en las aves se encuentran los céstodos, clase del *phylum* Platyhelminthes formada exclusivamente por endoparásitos que en estado adulto parasitan el intestino de vertebrados (Padilla y Cuestas, 2003). Poseen cuerpos aplanados dorsoventralmente que pueden medir desde 1 mm hasta varios metros, con coloraciones blanquecinas, amarillentas o grisáceas (Fernández y Rivas, 2007). Esta clase se encuentra dividida en dos subclases: Cestodaria y Eucestoda. La primera



subclase está constituida por gusanos no segmentados y poco conocidos, carentes de órganos de fijación, y a la segunda pertenecen los helmintos con órganos de fijación y estructuras adhesivas y son conocidos como las verdaderas tenias (Brusca, 2005; Singh, 2008).

Los céstodos que integran la subclase Eucestoda están formados por tres regiones: una parte anterior llamada escólex, un cuello y el cuerpo conocido como estróbilo (fig.1). El escólex es la zona donde se encuentran los órganos de fijación (caracteres de importancia taxonómica), estos permiten que el parásito se adhiera al intestino del huésped (fig.2) (Barnes, 1968). Entre los órganos de fijación se encuentra el rostelo y las estructuras adhesivas tales como botrios, botridios y acetábulos o verdaderas ventosas (fig.2 y fig.3) (García *et al.*, 2009). El rostelo se define como un órgano musculoso ubicado apicalmente en el extremo anterior con capacidad de evaginarse o invaginarse en un saco conocido como vaina rostelar, este órgano puede o no estar armado de espinas o corona de ganchos quitinosos, los ganchos se presentan en números variados y constan de tres partes, la garra, el mango y la guarda (Gállego, 2006).

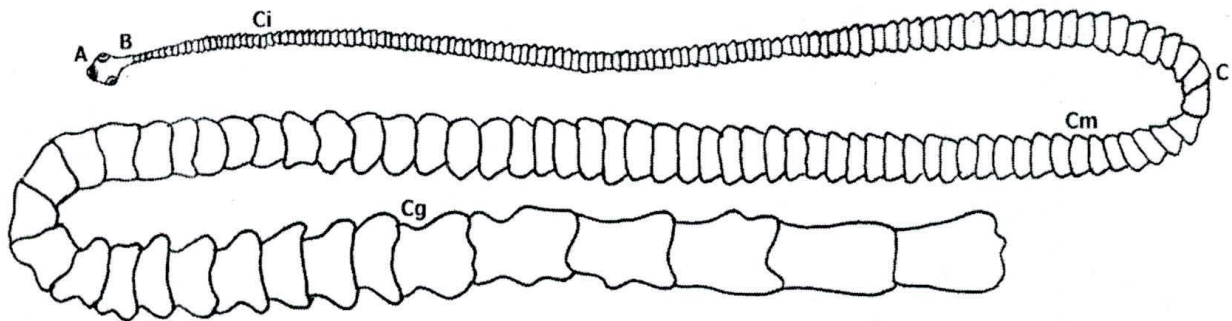


Figura 1. Esquema de un cestodo adulto. A) Escólex B) Cuello y C) Estróbilo: Ci, proglótides inmaduras; Cm, proglótides maduras; Cg, proglótides grávidas. Modificado de Quiroz (2005).

Los botrios corresponden a ranuras succionales longitudinales que pueden estar ubicados en pares laterales o dorsoventrales, poseen gruesas paredes musculosas con márgenes capaz de doblarse y fusionarse hasta formar órganos tubulares. Los botridios son estructuras simétricas ubicadas alrededor del escólex con formas de

hojas y bordes móviles que se ensanchan en el extremo para formar una ventosa; pueden ser sésiles o pedunculados (Fernández y Rivas, 2007). Los acetábulos son depresiones con fuertes paredes musculares situados en la región subapical del escólex, generalmente en grupos de cuatro, pueden o no estar provistas de finos ganchos o formaciones denticulares, en el caso de presentarlos se les llaman ventosas armadas. Presentan una gruesa capa cuticular que ayudan a abrazar y succionar el escólex a la pared del intestino (Calderón, 2004; Gállego, 2006; Fernández y Rivas, 2007).

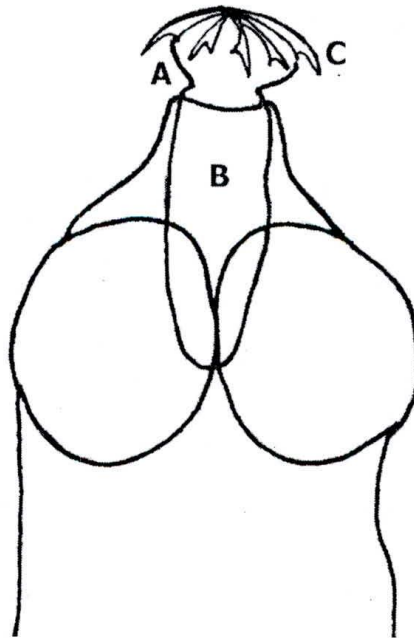


Figura 2. Esquema del escólex. A) Rostelo B) Vaina rostellar y C) Corona de ganchos. Modificado de Komisarovas y Georgiev (2007).

El cuello es una región larga o corta no segmentada formada por células germinales cuya función es la de producir la serie o cadena de proglótides (Cruz-Reyes, 2003; Quiroz, 2005). El estróbilo o cuerpo propiamente dicho se encuentra compuesto por pequeños segmentos conocidos como proglótides, cada uno de esos segmentos presenta un juego de órganos reproductivos (genitalium) de ambos sexos (Cruz-Reyes y Camargo-Camargo, 2001). El estróbilo puede estar formado por miles de proglótides (Fernández y Rivas, 2007), según el estado de desarrollo se clasifican en inmaduras ubicadas en el extremo más próximo al cuello, conforme se continua a lo largo del estróbilo se encuentran las proglótides sexualmente maduras y por último hacia el extremo posterior están las proglótides grávidas de mayor tamaño y llenas de huevos

que son expulsadas al exterior a través de las heces (fig.1) (Rodríguez y Gaviria, 2009).

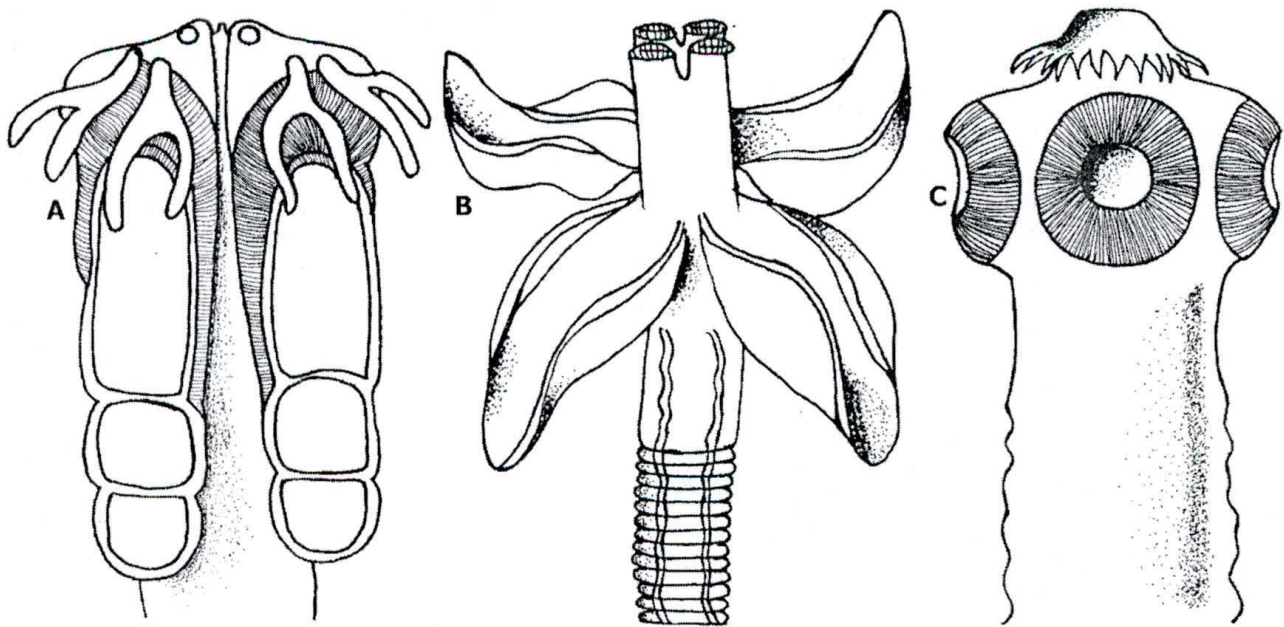


Figura 3. Esquemas de las estructuras adhesivas. A) Botrios B) Botridios y C) Acetábulos o verdaderas ventosas. Modificado de Barnes (1968).

Todos los miembros de la subclase eucestoda son hermafroditas con fecundación cruzada, aunque también pueden autofecundarse (Brusca, 2005). El aparato masculino presenta varios testículos que se encuentran dispersos en el mesénquima de la proglótide, cada testículo tiene un vaso eferente que se unen para formar el vaso deferente encargado de penetrar una vaina muscular llamada la bolsa del cirro. La bolsa del cirro contiene al órgano copulador o pene primitivo capaz de evaginarse a través del poro genital que abre en un atrio genital (fig.4) (García *et al.*, 2009). El aparato femenino está constituido por ovarios y oviductos, a través de este los ovarios vierten su contenido en una estructura denominada ootipo rodeada por las glándulas de Mehlis, encargadas de fabricar la cubierta protectora de los huevos. El útero es ciego y ramificado y se encuentra situado después del ootipo, comunicándose con el atrio genital por la vagina (fig.4) (Fernández y Rivas, 2007).

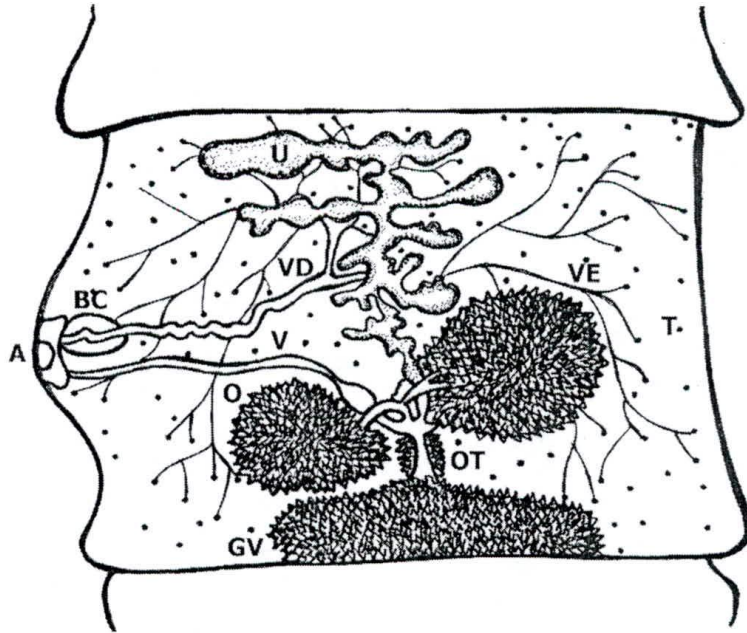


Figura 4. Esquema de una proglótide sexualmente madura de la especie *Taenia* sp.; A, atrio; BC, bolsa del cirro; VE, vaso eferente; VD, vaso deferente; T, testículo; V, vagina; O, ovario; U, útero; OT, ootipo; GV, glándula vitelógena. Modificado de Barnes (1968).

Taxonómicamente, la subclase Eucestoda contiene aproximadamente 15 órdenes, los más conocidos son Caryophyllidea, Proteocephalidea, Pseudophyllidea y Cyclophyllidea. Los dos últimos son los más amplios y los que presentan especies que parasitan a los animales domésticos y al hombre, catalogados como los órdenes más importantes desde el punto de vista socioeconómico y sanitario (García *et al.*, 2009).

Numerosos estudios de céstodos en aves se han realizado en el mundo. En Asia se encuentran las investigaciones de Lalchandama (2009) y Musa y Khanu (2011). El primer autor describió mediante microscopía electrónica de barrido la morfología y estructura del céstodo *Raillietina echinobothrida* hallada en *Gallus gallus domesticus* (gallo común) y los segundos autores encontraron a *R. echinobothrida* y a *Cotugnia cuneata* en *Columba livia*. Entre los trabajos realizados en Europa están los de Albaladejo *et al.* (1996) registrando por primera vez a *Raillietina tetragona* como parásito de *Columba livia* en España, el de Foronda (2002) describiendo a *Raillietina micracantha* como céstodo de *Columba livia* en Tenerife (España) y el realizado al norte de Grecia por Diakou *et al.* (2013) identificando a los céstodos *R. echinobothrida*

en un 61,76%, *R. cesticillus* en un 14,7% y *R. tetragona* en un 5,88% en *Columba livia*.

Para la zona neotropical se reportan trabajos en México por Menéndez (2007) registrando la prevalencia de los céstodos *Hymenolepsis* sp. en un 3,2% y *Raillietina tetragona* en un 2% en *Gallus gallus domesticus* y por Martínez-Guerrero *et al.* (2010) hallando a *Raillietina tetragona* con una prevalencia del 100% en *Meleagris gallopavo mexicana* (pavo o guajolote). En Nicaragua, Olivares *et al.* (2006) encontraron tres especies de céstodos, *Raillietina tetragona* en un 64,3%, *Amoebotaenia cuneata* en un 24,5% y *Chanotaenia infundibulum* en un 6,1% en el *Gallus gallus domesticus*. Para Cuba, Hernández *et al.* (2002) diagnosticaron tres especies de céstodos *Choanotaenia infundibulum*, *Raillietina tetragona*, *Raillietina cesticillus* en *Gallus gallus domesticus*. Guillén *et al.* (2003) realizaron los primeros registros para la helmintofauna peruana con el hallazgo del céstodo *Diorchis americana* en *Fulica ardesiaca* (tagua andina).

En Brasil, Tayt-son (1975) realizó descripciones detalladas de dos especies, *Raillietina allomydes* y *Raillietina crassula* encontradas en *Columba livia* y Figueiroa *et al.* (2002) identificaron en el estado de Pernambuco huevos de céstodos entre las heces de aves silvestres en cautiverio. Entre los trabajos chilenos se hallan los ejecutados por González *et al.* (2004) registrando una prevalencia del 3,5% del céstodo *Aporina delafondi* en *Columba livia* y el de Asencio (2012) determinado en *Anas geórgica* (pato maicero) al céstodo *Hymenolepis* sp. con una prevalencia del 43,8%. Entre las investigaciones a nivel molecular más destacadas se encuentran los de Ramnath *et al.* (2014) en la India, quienes realizaron análisis molecular para la identificación de la especie *R. echinobothrida* basado en secuencias de ITS2 del ADN ribosomal; Biswal *et al.* (2014) llevaron a cabo la caracterización bioquímica y molecular de la especie *Cotugnia cuneata* hallada en *Columba livia* en la parte oeste de la India. En Egipto Ahmed (2012) halló la especie *Cotugnia polycantha* parasitando a *Streptopelia senegalensis* (tórtola) y a *Columba livia*, demostrando que la técnica de RAPD-PCR es fiable en la detección de la variación genética intraespecífica entre una misma especie.

Para Colombia existen pocos estudios taxonómicos de céstodos en aves y en particular para la región Caribe en donde solo se presenta la investigación de Ensuncho *et al.* (2015) en el departamento de Córdoba, determinando la frecuencia de los principales parásitos gastrointestinales en la gallina criolla, encontrando a *Raillietina* spp. (53,57%) y a *Davainea proglottina* (50%). En Envigado, Pérez-García *et al.* (2015)

evaluaron la presencia de parásitos y enterobacterias en *Columba livia* obteniendo como resultados los siguientes endoparásitos *Trichomona* spp. y ooquistes de coccidios, probablemente *Eimeria* spp., *Capillaria* spp. y *Ascaridia* spp. Otros trabajos destacados son los de Marín-Gómez y Benavides-Montaña (2007) y el de Choperena *et al.* (2009). En el primer trabajo se determinaron los céstodos *Choanotaenia infundibulum* en un 20%, *Hymenolepis* spp. en un 20% y *Railletina* spp. en un 10% en *Gallus gallus domesticus* en Caldas y el segundo trabajo ejecutado en el Valle de Aburra se evidenció la prevalencia de céstodos en un 3,7% en especies silvestres de diferentes grupos taxonómicos (psitácidos, passeriformes, rapaces y ramphastidos).

A nivel de salud pública, en Lucerna (Suiza), Haag-Wackernagel y Spiewak (2004) presentaron el caso de un matrimonio que se infestaron con pulgas de *Columba livia* debido a la presencia de nidos en el ático de su apartamento. Pérez-García *et al.* (2015) exponen el riesgo de las deposiciones de estas aves y los problemas de salud pública que sucedieron en dos instituciones educativas en el municipio de Envigado por la propagación de ectoparásitos derivados de los nidos de palomas, situación que atendió a una emergencia sanitaria declarada en el año 2011 por la secretaria de salud. Por otro lado, en Filipinas, Stransky y Lorenzo (1960) registraron casos de Raillietiniasis (parasitación con *Raillietina* sp., un género de céstodo muy común en las palomas y en general de las aves) en dos niños de 2 años y 8 meses. Brenes-Madrigal *et al.* (1983) también hallaron parasitada a una niña costarricense de casi tres años con *Raillietina* sp., ocasionándole dolor abdominal, diarreas constantes y fiebre. Estos dos últimos estudios presentan gran importancia debido a que la parasitosis del hombre por ese género de parásito es poco frecuente y actualmente no se sabe cuántos casos más han ocurrido.

La pregunta a resolver en esta investigación es ¿Cuáles son las especies de céstodos que parasitan a la paloma común *Columba livia* en la Universidad del Magdalena y sus alrededores? A partir de este trabajo se generará información sobre biodiversidad de la helmintofauna colombiana que hasta el momento es muy escasa. Adicionalmente, a nivel de salud pública podría ser usado o referenciado como una herramienta para la identificación de céstodos de palomas que potencialmente representen una amenaza para el hombre, debido a que las altas densidades de estas aves (plaga) aumentan el riesgo de propagación sus agentes patógenos.



6. HIPÓTESIS

- El género más representativo de la clase Cestoda en *Columba livia* corresponderá a *Raillietina*, siendo *R. echinobothrida* la especie más figurativa y abundante seguida de *R. tetragona*.

Argumento: los parásitos pertenecientes al género *Raillietina* son los helmintos más comunes de las aves especialmente de las domésticas, asimismo *R. echinobothrida* es la especie más significativa en cuanto a prevalencia y patogenicidad en aves domésticas (Lalchhandama, 2009; Msoffe *et al.*, 2010; Mohammad y Al-Moussawi, 2013; Ramnath *et al.*, 2014). También *R. tetragona* corresponde a una especie común y prevalente entre las aves silvestres y domesticas tales como lo describen Nadakal *et al.* (1970), Albaladejo *et al.* (1996), Goyena *et al.* (2009) y Jawad (2012).

- En cada paloma examinada se encontrará más de una especie de céstodo.

Argumento: Diakou *et al.* (2013) hallaron tres especies de céstodos (*R. echinobothrida*, *R. cesticillus* y *R. tetragona*) infestando el mismo intestino de una paloma. Radfar *et al.* (2012) encontraron a *Columba livia* infestada por uno o más helmintos (*Cotugnia digonopora*, *R. magninumida* y *R. echinobothrida*). Otras investigaciones en aves por ejemplo, la de Callaghan *et al.* (2006), también encontraron que varias especies de *Raillietina* fueron descubiertas parasitando a *Dromaius novaehollandiae* (emú común); las especies se localizaban en distintas porciones del intestino, la segregación de estas a lo largo del intestino dependió de la intensidad de las mismas.

7. OBJETIVOS

7.1 General

Reconocer las especies de parásitos de la clase Cestoda y establecer entre estas que especies son las de mayor frecuencia en la paloma común *Columba livia* en la Universidad del Magdalena y sus alrededores y así contribuir al conocimiento de la helmintofauna colombiana.

7.2 Específicos

- Identificar las especies de céstodos encontradas en la paloma común *Columba livia*.
- Determinar la prevalencia e intensidad media de las especies de céstodos halladas en la paloma común *Columba livia*.

8. METODOLOGÍA

8.1 Área de captura de los hospederos

Los hospederos analizados procedieron de la Universidad del Magdalena, ubicada en el departamento del Magdalena, Santa Marta, entre las coordenadas 11°13'18,31"N y 74°11'08,80"W. Las capturas de las palomas se realizaron en los edificios académicos Sierra Nevada y Ciénaga Grande, zona del lago y alrededores de la universidad, bajo el permiso macro de recolección de especímenes de especies silvestres de la diversidad biológica con fines de investigación científica no comercial otorgado a la Universidad del Magdalena mediante la resolución 1293 del 18 de diciembre de 2013 de la Autoridad Nacional de Licencias Ambientales (ANLA) y acorde a lo establecido en el artículo 17 de la ley 84 de 1989. Se capturaron 37 palomas aleatoriamente, mediante diferentes métodos de capturas tales como jaulas trampa, redes, entre otras. Las aves se sacrificaron con el procedimiento estándar de acuerdo con lo estipulado en la American Veterinary Medical Association (AVMA, 2001). En la figura 5 se presenta la ubicación espacial de las zonas de captura en el campus de la Universidad del Magdalena.

8.2 Extracción de los parásitos

Una vez realizada la necropsia a las aves, se les extrajo el intestino delgado, el cual se escindió longitudinalmente para exponer el contenido y posteriormente sumergirlo en suero salino por 15 minutos con el objetivo de facilitar la extracción de los parásitos que se encontraban fuertemente adheridos al revestimiento epitelial. Finalmente, el intestino se examinó bajo estereoscopio, los céstodos encontrados se separaron con ayuda de una aguja y se fijaron en formalina al 4%.





Figura 5. Zonas de captura, Universidad del Magdalena, Santa Marta, Colombia; localización de los sitios de capturas de las palomas.

8.3 Identificación morfológica

Los céstodos se identificaron utilizando caracteres morfológicos del escólex y de las proglótides sexualmente maduras. Para una detallada observación del escólex se

realizaron micrografías electrónicas de barrido (MEB); para esto los céstodos se fijaron en 2,5% de glutaraldehído en tampón fosfato de Sorensen y pH ajustado, durante la noche. Posteriormente, se realizaron tres cambios de tampón por cinco minutos y por último se lavaron con agua. Luego se deshidrataron utilizando una serie de concentraciones crecientes de etanol hasta etanol absoluto. El siguiente paso fue colocar a los especímenes en el secador de punto crítico SAMDRI®-795 con el objetivo de purgarlos con dióxido de carbono hasta que el alcohol se evaporará y estos quedaran totalmente secos. Las muestras se colocaron sobre cinta de grafito y fueron recubiertas con plata con el metalizador DESK® IV y finalmente se analizaron y se obtuvieron micrografías con un microscopio electrónico de barrido JEOL JSM-6490LV del Centro de Microscopía Avanzada de la Universidad de Antioquia.

Para la visualización de las estructuras reproductivas en las proglótides maduras se utilizó la técnica de tinción con Carmín acético de Semichon adaptado y modificado de Pritchard y Kruse (1982), descrito a continuación:

- Deshidratación del parásito mediante series sucesivas de etanol al 50°, 70°, 80°, 96° y 100° de 10 a 15 minutos.
- Sumersión del parásito en la solución colorante Carmín acético de Semichon de media a 1 hora hasta que adquiera un color rojo, el tiempo de exposición depende del grosor del ejemplar.
- Cambio a una solución de ácido clorhídrico al 4% en etanol hasta obtener un color rosa pálido, aproximadamente de 1 a 5 minutos.
- Lavado con agua de grifo por 15 minutos.
- A continuación se efectúan dos cambios de 15 minutos cada uno en etanol absoluto.
- Se diáfana el parásito empleando microclear® durante el tiempo necesario hasta que se observen las estructuras internas, bajo el microscopio.
- Por último, se realiza el montaje permanente del parásito en Permout® permitiendo estudiar las estructuras del escólex y de las proglótides mediante microscopía de luz en diferentes aumentos.

Adicionalmente, se realizaron secciones histológicas de las proglótides; para esto se deshidrataron con concentraciones ascendentes de etanol hasta etanol absoluto, posteriormente se embebieron en Paraplast® usando como solvente de transición Microclear® y se realizaron cortes de entre 5 y 7 µm de espesor que fueron teñidos con Hematoxilina y Eosina y por último montados en Permout®. Con el uso de un

microscopio de contraste de fase Marca Zeiss Axio lab.A1 con cámara Axio Cam ERC 5s y del programa AxioVision de Carl Zeiss se realizó el análisis morfométrico de algunas estructuras tales como el escólex, el rostelo, ventosas, proglótides y huevos. Estas medidas se tomaron con el objetivo de comparar los ejemplares encontrados con los descritos en la bibliografía.

8.4 Fase de análisis

Para la identificación morfológica se utilizaron las descripciones de López-Neyra (1950), Gómez (1981), Schmidt *et al.* (1986), Ba *et al.* (1995), Albaladejo *et al.* (1996), Nanware *et al.* (2011), Diakou *et al.* (2013) y Waghmare *et al.* (2014). Los datos morfométricos de los parásitos se tomaron para facilitar las identificaciones y complementar las descripciones de las especies. Por otro lado, se calculó la prevalencia de las especies de céstodos como el porcentaje de palomas infestadas por uno o más taxa en el conjunto de la muestra y la intensidad media como el número promedio de los parásitos por hospedero infestado por un taxón específico (Bush *et al.*, 1997).

9. RESULTADOS

De las 37 palomas examinadas, 35 resultaron infestadas por parásitos intestinales, lo que representa un 94,59% del total de muestras. Se encontraron 698 parásitos correspondientes a las clases Trematoda y Cestoda (fig.6). Los tremátodos se hallaron en la región del intestino grueso, mientras que los céstodos se localizaron en el primer, segundo y tercer tercio del intestino delgado. Se presentaron infestaciones mixtas en tres palomas (8,10%) con parasitación de céstodos y tremátodos en un mismo intestino, mientras que en las otras 34 (91,89%) solo se encontraron céstodos (infestación simple). Asimismo, se observó que en 28 palomas (75,67%) se halló una sola especie de céstodos y en las nuevas restantes (24,32%) más de una especie.

La cantidad de céstodos osciló entre 1 y 64, con una media de $13,29 \pm 12,08$ especímenes por paloma parasitada. Algunos ejemplares se localizaron conglomerados en la pared del intestino con los escólex completamente embebidos en la mucosa y otros sueltos en el contenido intestinal; en muchos casos, el alto número de céstodos encontrados generaban grandes nódulos, obstruyendo el intestino, debido al gran desarrollo de sus estróbilos.



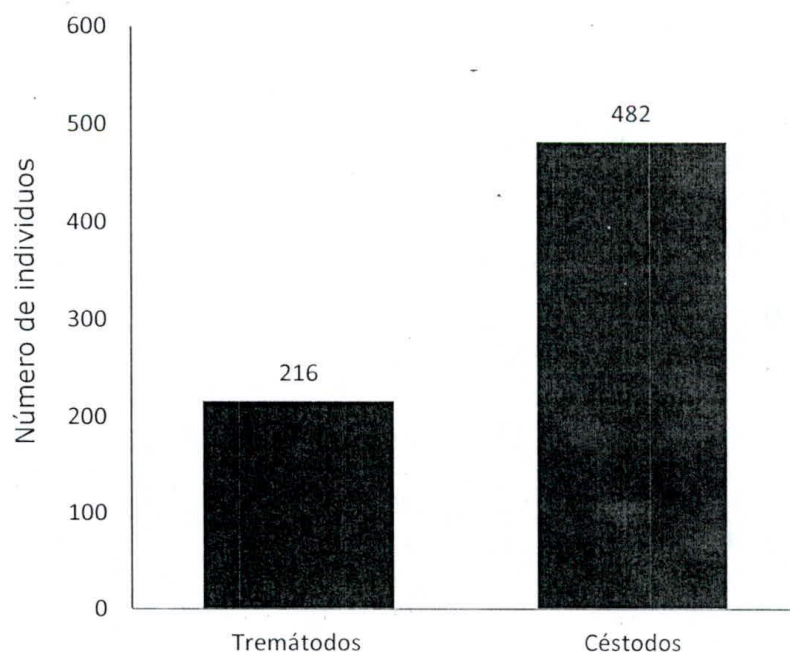


Figura 6. Número de parásitos separados del intestino de las palomas.

Los 482 céstodos encontrados pertenecen a la familia Davaineidae, se identificaron 325 hasta nivel de morfoespecie: *Cotugnia* cf. *polyacantha* y *Raillietina* cf. *echinobothrida*. La primera fue la especie más abundante con 281 ejemplares (86,46%) y fue aislado en 25 de las 37 palomas examinadas, lo que corresponde a una prevalencia del 67,56%. *Raillietina* cf. *echinobothrida* se observó con una frecuencia mucho menor, ya que únicamente se presentó en 6 palomas del total de la muestra estudiada (16,21%), la intensidad media parasitaria tuvo la misma tendencia, *Cotugnia* cf. *polyacantha* con 7,85 y *Raillietina* cf. *echinobothrida* con 1,25 (tabla 1).

Tabla 1. Prevalencia e intensidad media de las especies de céstodos

Especies	No. de palomas infestadas	No. de céstodos	Prevalencia (%)	Intensidad media
<i>Cotugnia</i> cf. <i>polyacantha</i>	25	281	67,56	7,85
<i>Raillietina</i> cf. <i>echinobothrida</i>	6	44	16,21	1,25

A continuación se presentan las descripciones detalladas de cada una de las especies:

ORDEN CYCLOPHYLLIDEA VAN BENEDEN EN BRAUN, 1900

Familia Davaineidae Braun, 1900

Subfamilia Davaineinae Braun, 1900

Se caracteriza porque sus integrantes poseen el escólex formado por un rostelo retráctil con ganchos en forma de martillo y cuatro ventosas espinosas o desarmadas, rara vez ausentes. Proglótides grávidas con huevos en cápsulas ovíferas, carecen de órganos para-uterinos (Khalil *et al.*, 1994).

Género *Cotugnia* Diamare, 1893

Cotugnia cf. polyacantha Fuhrmann, 1909

Especie con una longitud de $64,42 \pm 18,53$ mm y anchura máxima a nivel de las proglótides grávidas de $2,067 \pm 0,033$ mm, que forma grandes agrupaciones a lo largo del intestino. Su escólex es grande (0,444 mm de largo por 0,269 mm de ancho) y rectangular (en vista apical) con cuatro ventosas redondas musculares (0,074 mm de largo por 0,076 mm de ancho) sin ganchos y un rostelo (0,22 mm de diámetro) sin saco rostelar y con dos coronas de 360 a 410 ganchos dispuestos de forma alternada y diferenciándose en anteriores y posteriores (fig.7 A-C y fig.10 A-D).

Los ganchos tienen forma de martillo (0,0118 mm de largo) sin mango, la hoja es gruesa y termina en una punta afilada y curva (fig.7 D y fig.10 D, F y G). Debajo de los ganchos (base del rostelo) se presenta una banda circular formada por un gran número de estructuras en forma de placa puntiagudas (espinas planas), dispuestas en filas sucesivas cubriéndose parcialmente entre sí (fig.10 E). Cuello presente (0,305 mm de ancho).

Las proglótides son más anchas que largas (fig.8 A). Las inmaduras miden $0,261 \pm 0,008$ mm de ancho por $0,059 \pm 0,005$ mm de largo, las sexualmente maduras $1,405 \pm 0,166$ mm por $0,491 \pm 0,152$ mm y por último, las grávidas $2,067 \pm 0,033$ mm por $0,542 \pm 0,047$ mm. Las proglótides poseen aberturas genitales ($0,038 \pm 0,002$ mm) a cada lado (poros bilaterales) y se ubican cerca del centro (fig.8 B); la disposición de los poros es constante, apareciendo regularmente en los márgenes de las proglótides.





Figura 7. *Cotugnia* cf. *polyacantha*. A) Escólex –las flechas señalan corpúsculos calcáreos- B) Ventosa C) Rostelo invaginado y D) Ganchos rostellares.

El aparato reproductor masculino está formado por testículos esféricos ($0,031 \pm 0,003$ mm) de 85 a 100 en número, dispersos en la parte baja de las proglótides (fig.8 C). Los conductos deferentes son largos y espiralados (fig.8 D). La bolsa del cirro es de forma ovalada (0,15 mm de longitud) y se ubica ligeramente inclinada dentro de la proglótide (fig.9 A), en su interior se invagina el cirro ($0,077 \pm 0,015$ mm de largo) cuya forma es la de un tubo delgado y curvo (fig.9 B).

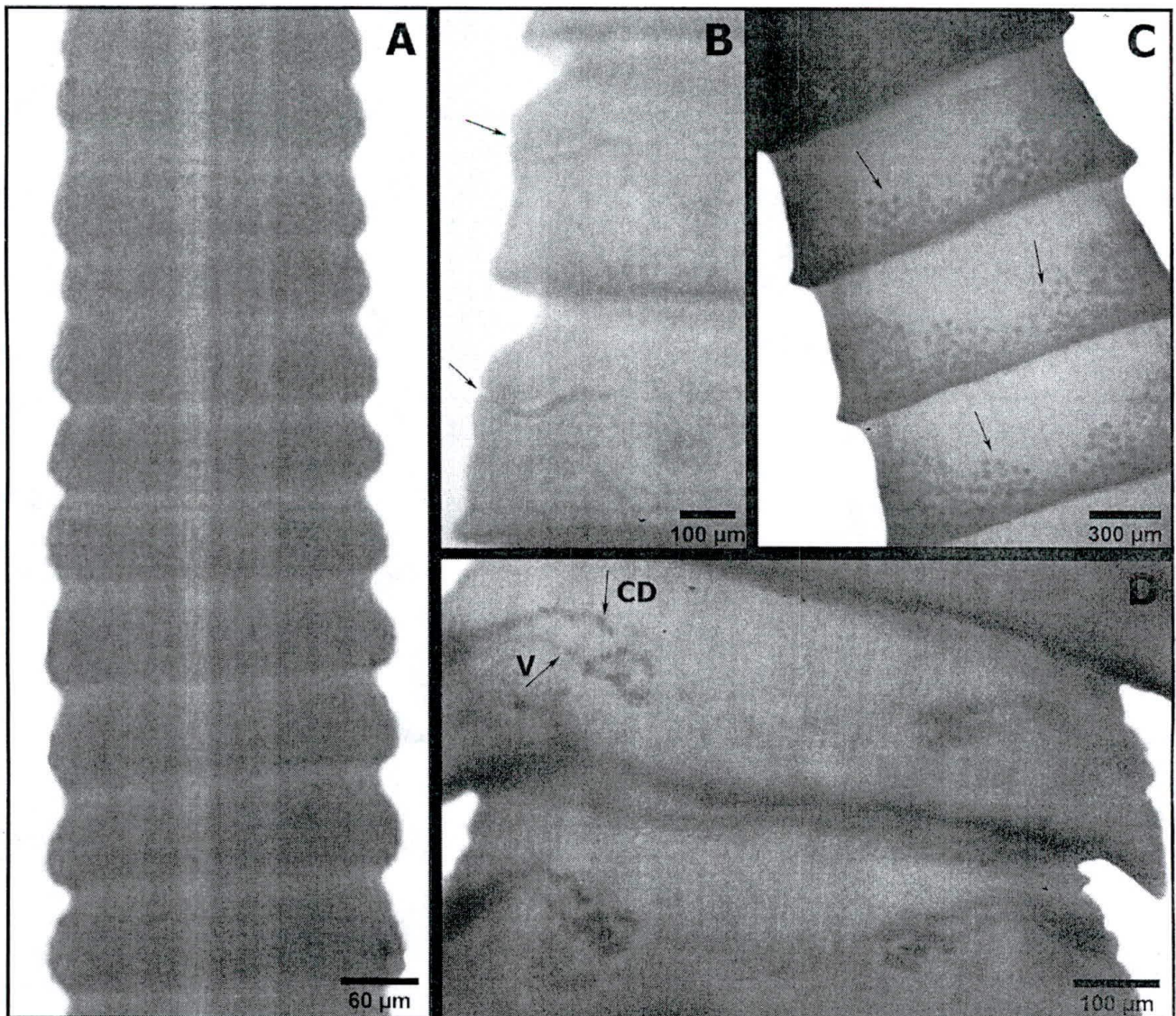


Figura 8. *Cotugnia* cf. *polyacantha*. A) Fragmento del estróbilo –formado por proglótides inmaduras- B) Atrio genital C) Testículos y D) Conductos deferentes (CD) y vagina (V).

El aparato reproductor femenino consta de dos ovarios medianos³ bilobulados con bordes festoneados, situados a cada lado de las proglótides (fig.9 C). La vagina comienza a partir del poro genital y se distingue por ser un tubo delgado que se extiende horizontalmente para abrir en el ootipo (fig.8 D). Las glándulas vitelinas son compactas, más pequeñas que los ovarios (fig.9 C-D). El útero se forma completamente en las proglótides grávidas, en estas se desarrollan cientos de huevos

envueltos por una gruesa cápsula uterina u ovígera (fig.9 E). Cápsulas aisladas con medidas de $0,07 \pm 0,01$ de diámetro y huevos con $0,028 \pm 0,002$ mm de diámetro. No se observaron oncósferas totalmente desarrolladas, ni ganchos embrionarios.

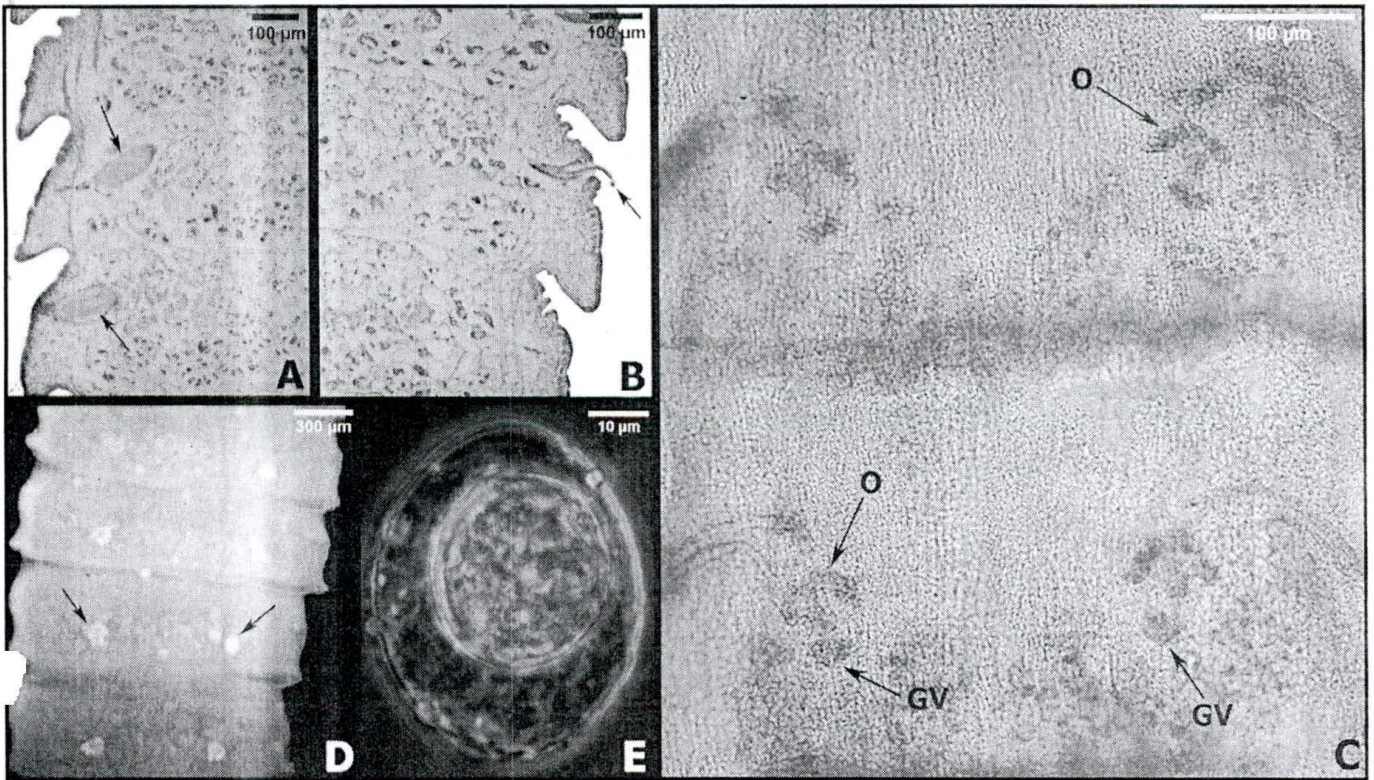


Figura 9. *Cotugnia cf. polyacantha*. A) Corte histológico longitudinal de una proglótide madura mostrando la bolsa del cirro B) Corte histológico longitudinal de una proglótide madura exponiendo el cirro C) Ovarios (O) y glándulas vitelinas (GV) D) Glándulas vitelinas y E) Cápsula ovígera.

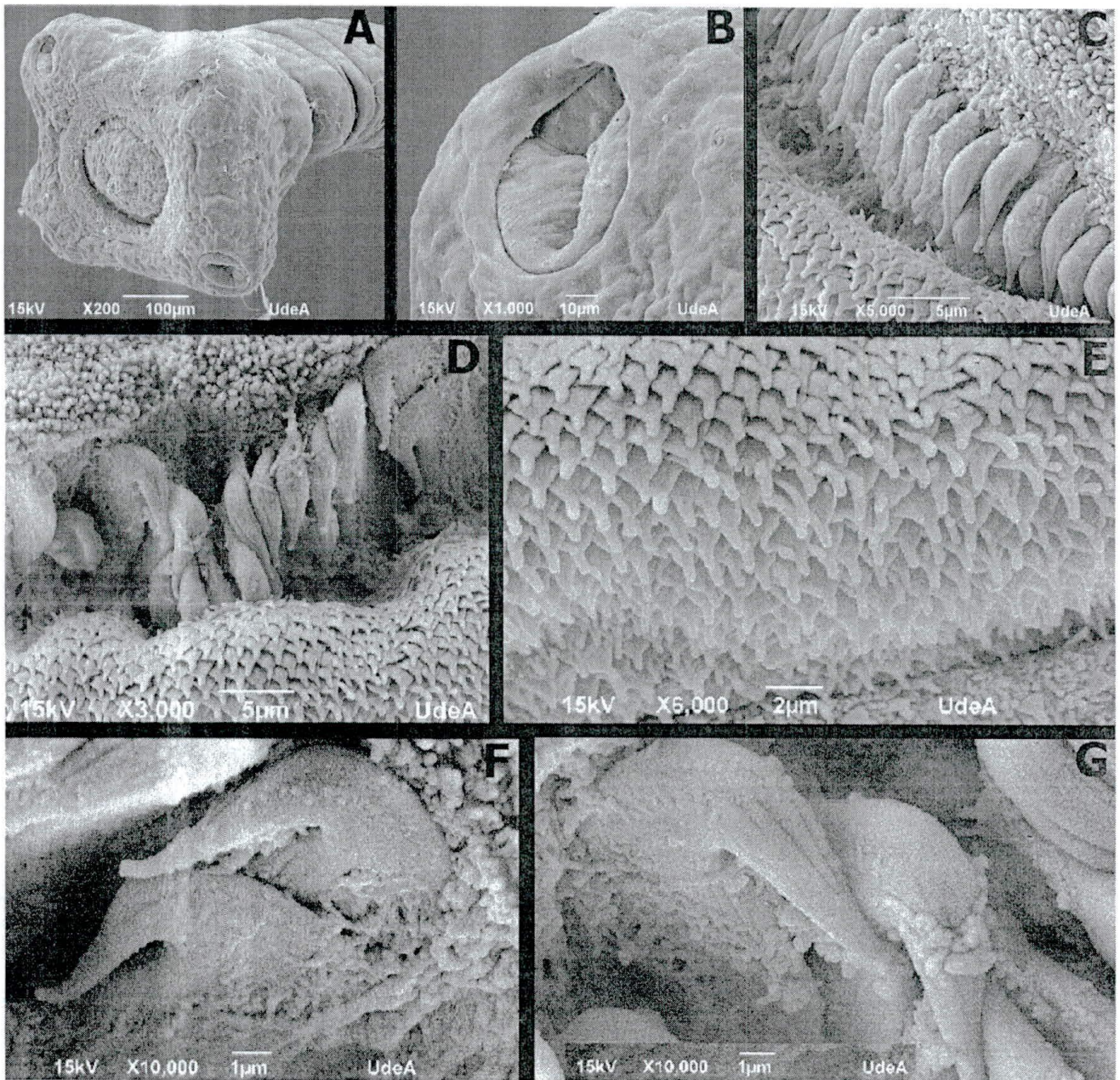


Figura 10. Micrografía con M.E.B de *Cotugnia* cf. *polyacantha*: A) Vista apical del escólex (rostelo invaginado) B) Ventosa inerte C) Porción del rostelo exhibiendo ganchos dispuestos en dos filas alternas y espinas de aspecto escamoso, dirigidos hacia la base del rostelo D) Hilera de ganchos rostrales desordenada y numerosas espinas planas E) Collar o banda circular formada por estructuras puntiagudas de aspecto escamoso. F y G) Acercamiento de los ganchos rostrales.

Género *Raillietina* Fuhrmann, 1922
Raillietina cf. *echinobothrida* (Megnin, 1881)

Especie con una longitud de $178,16 \pm 80,66$ mm y anchura máxima a nivel de las proglótides grávidas de $1,142 \pm 0,019$ mm. Escólex pequeño ($0,261$ mm por $0,248$ mm) y redondo o ligeramente ovalado con cuatro ventosas redondas ($0,052 \pm 0,01$ mm por $0,054 \pm 0,01$ mm) armadas con numerosas filas de ganchos espiniformes y un rostelo retráctil ($0,13$ mm de diámetro) provisto de 188 a 220 ganchos aproximadamente dispuestos en dos coronas de manera alternada (fig.11 A-C). Los ganchos presentan forma de martillo ($0,010 \pm 0,003$ mm de largo). Debajo de los ganchos rostelares se distingue un collar formado por numerosas estructuras en forma de placas puntiagudas (espinas planas), similares a la de *Cotugnia* cf. *polyacantha*. Cuello presente ($0,228$ mm de ancho).

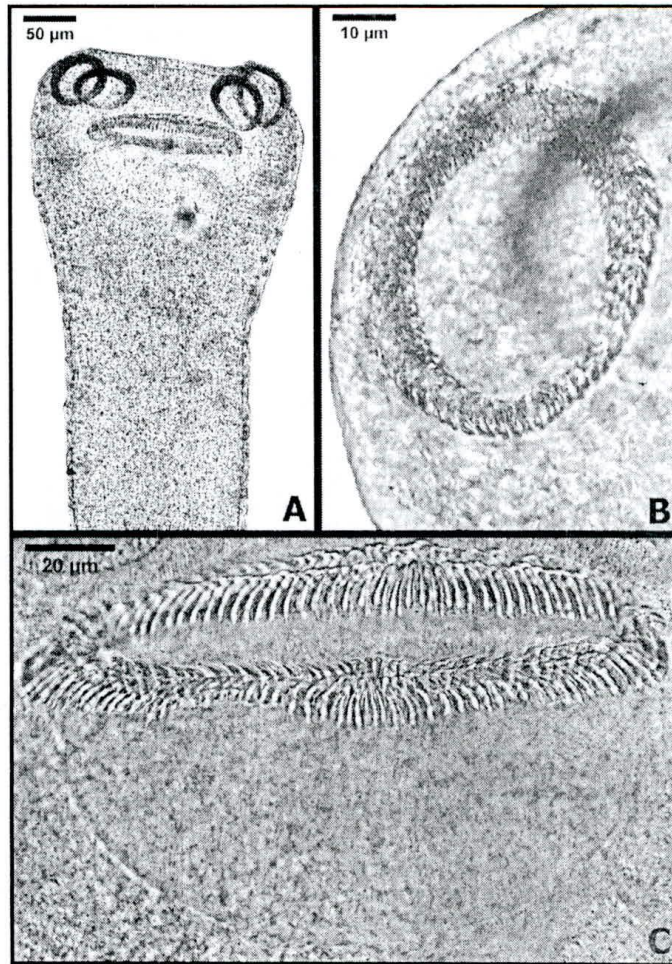


Figura 11. *Raillietina* cf. *echinobothrida*. A) Escólex B) Ventosa y C) Rostelo invaginado.

Sus proglótides inmaduras poseen medidas de 0,258 de ancho por 0,171 mm de largo, las sexualmente maduras $1,469 \pm 0,02$ mm por $0,439 \pm 0,01$ mm (fig.12 A) y por último, las grávidas con $0,619 \pm 0,032$ por $1,141 \pm 0,019$ mm. Las proglótides poseen una sola abertura genital de $0,011 \pm 0,001$ mm (poro unilateral) localizadas casi en la parte media o tercio anterior (fig.12 B); los poros aparecen únicamente en un solo margen de las proglótides, es decir, no se presenta alternancia en la aparición de los poros de un lado a otro (derecho e izquierdo).

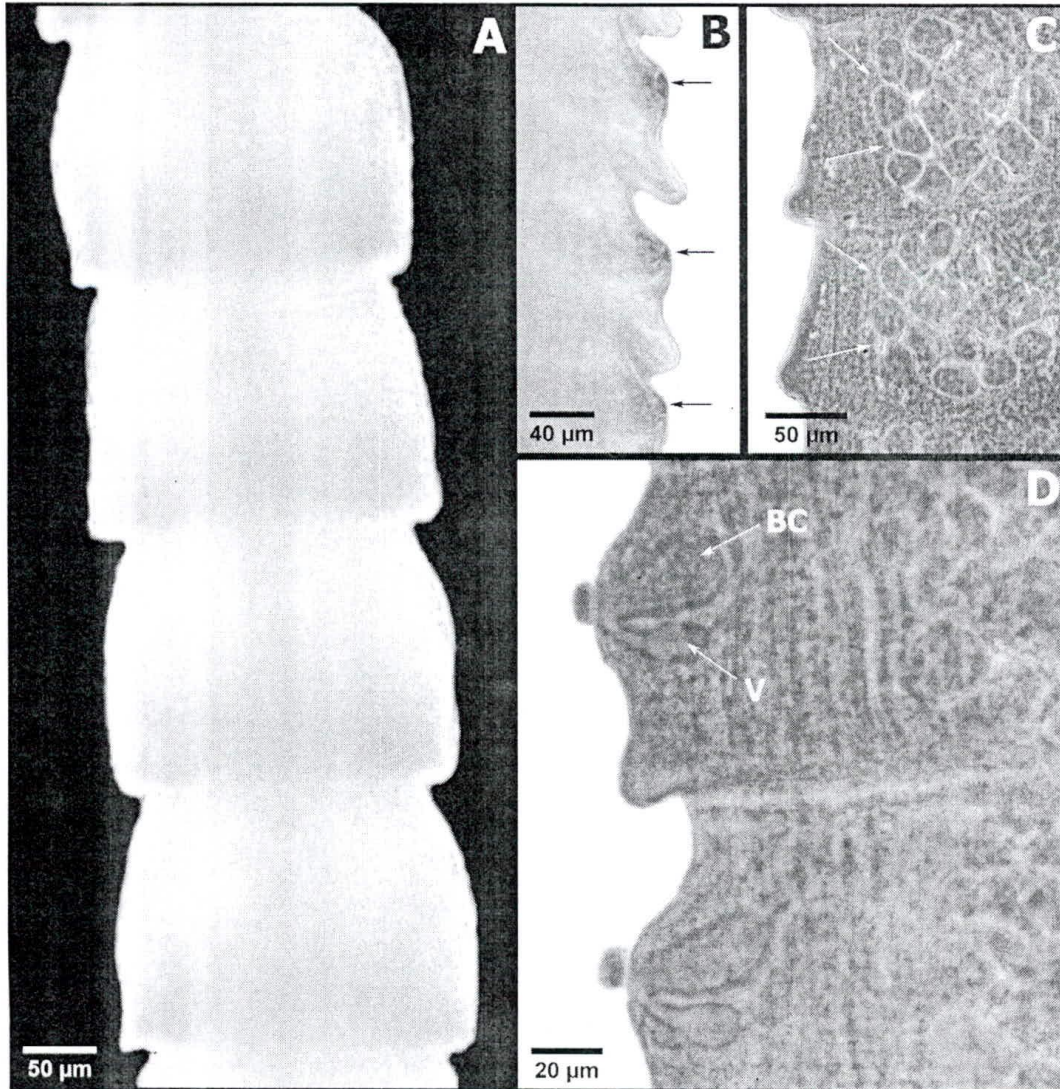


Figura 12. *Raillietina cf. echinobothrida*. A) Fragmento del estróbilo -constituido por proglótides inmaduras- B) Atrio genital C) Testículos y D) Bolsa del cirro (BC) y vagina (V).

El aparato reproductor masculino se compone de 16 a 20 testículos redondos ($0,030 \pm 0,004$ mm), situados en la parte central de las proglótides (fig.12 C). El conducto deferente es largo y enrollado. La bolsa del cirro es piriforme ($0,051 \pm 0,004$ mm de longitud) y se ubica oblicuamente dentro de la proglótide (fig.12 D). El cirro es inerme, tiene forma de tubo cilíndrico y mide $0,012 \pm 0,001$ mm de largo (fig.13 A). El aparato reproductor femenino posee un ovario grande lobulado dispuesto en la parte central de las proglótides (fig.13 B). La vagina es un tubo amplio que empieza desde el poro genital y se extiende horizontalmente hasta llegar al ootipo (fig.13 D). Glándula vitelina levemente lobulada (fig.14 B). Por último, el útero se desarrolla totalmente en las proglótides grávidas, en ellas se forman cerca de $61,5 \pm 10,66$ capsulas ovígeras (fig.13 C-D), cada una con varios huevos. Cápsulas aisladas con medidas de $0,15 \pm 0,01$ de diámetro. No se observaron oncósferas, ni ganchos embrionarios.

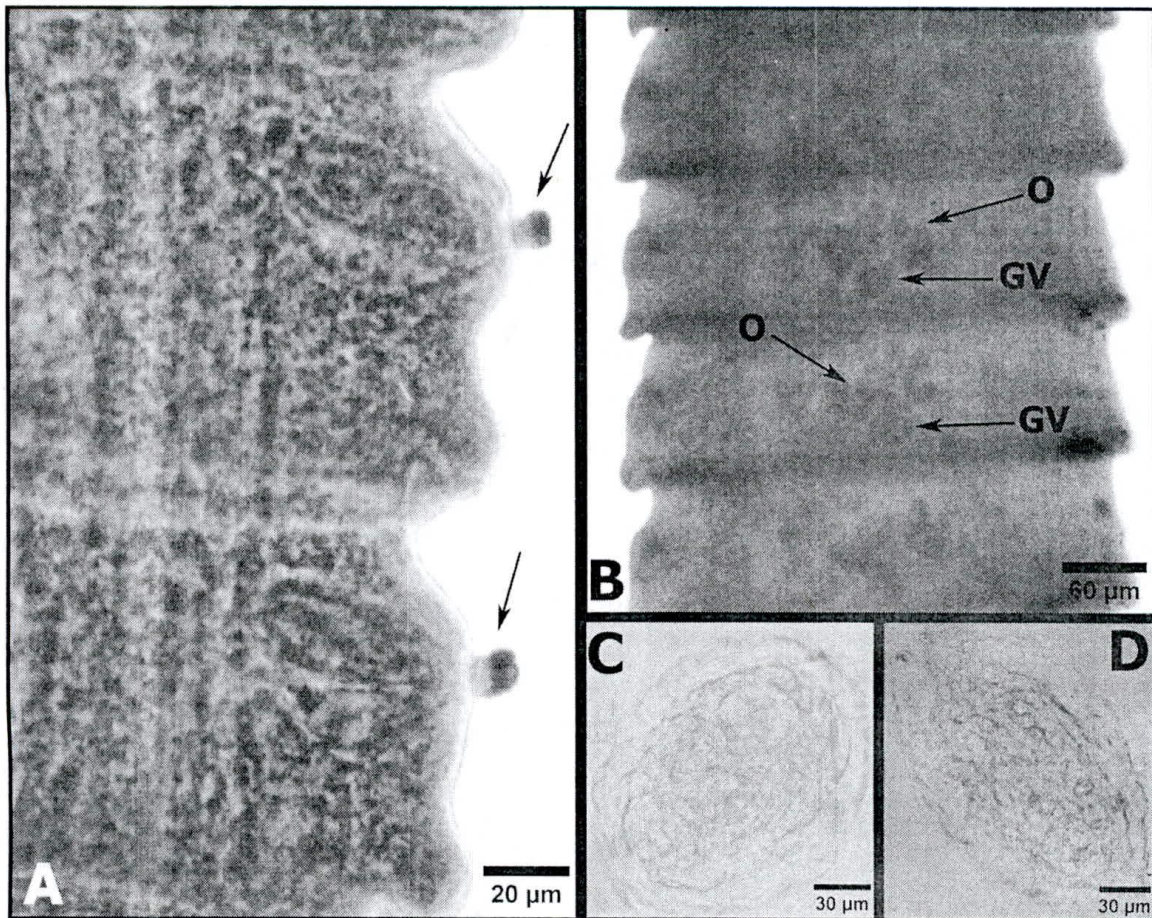


Figura 13. *Raillietina cf. echinobothrida*. A) Cirro B) Ovarios (O) y glándula vitelina (GV) y C-D) Cápsulas ovígeras.

10. DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos sugieren que *Columba livia* esta infestada por parásitos céstodos en un 94,59% para la zona de estudio, valor que se encuentra por encima de los hallados en otras regiones del mundo. En España (Alicante), Albaladejo *et al.* (1996) y (Almería), Goyena (2012), en África (Tanzania), Msoffe *et al.* (2010), en India (Hadgaon), Nanware *et al.* (2011), en Irak (Dilaya), Nagham (2011) y en Grecia (Tesalónica), Diakou *et al.* (2013) encontraron en esta columbiforme una parasitación por céstodos de 52,8%, 72,7%, 79,5%, 73%, 50% y 70,58% respectivamente. Estas investigaciones confirman los altos porcentajes de parasitismo en la paloma común por céstodos, suceso causado principalmente por su dieta que contiene en gran parte a todos los hospederos intermediarios de estos helmintos (lombrices de tierra, babosas, hormigas, escarabajos, etc.) (Mohammed *et al.*, 1988; Adang *et al.* 2008; Biswal y Prasad, 2013). Asimismo, los largos viajes de estas aves a diferentes lugares permiten la distribución de sus céstodos (Diakou *et al.*, 2013), de modo que en cada sitio donde se alimenten habrá liberación de huevos parasitarios por medios de sus heces, facilitando la dispersión e infestación de hospederos intermediarios de un lugar a otro.

Identificación taxonómica

Cotugnia cf. polyacantha es un parásito común en las aves columbiformes y se distingue de otras especies del mismo género, porque: 1- Su escólex mide 0,44 mm y el de *C. intermedia* es de 0,44-0,52 mm. El número de testículos de *C. cf. polyacantha* es de 85-100 y la longitud de la bolsa del cirro corresponde a 0,15 mm, *C. intermedia* tiene 69-74 testículos y la longitud de la bolsa del cirro es de 0,21-0,22 mm. 2- Difiere de *C. cuneata* porque su escólex es de 0,26 mm y el número de testículos es de 30-50. 3- *C. digonopora* presenta un escólex de 1,12-1,56 mm y el rostelo es de 0,15-0,22 mm de diámetro, *C. cf. polyacantha* posee un rostelo de 0,22 mm. *C. digonopora* consta de 100-150 testículos y una bolsa del cirro de 0,30-0,32 mm. 4- *C. tetragona* tiene un escólex de 0,92 mm, un rostelo de 0,28 mm de diámetro y una bolsa del cirro cuya longitud es de 0,18. 5- Se diferencia de *C. singhi* porque su escólex es de 0,31-0,46 mm, el rostelo de 0,29-0,75 mm de diámetro y testículos que van de 65-70 en número. 6- Por último, *C. indiana* exhibe gachos rostelares en número de 100-120, diferenciándose de *C. cf. polyacantha* que presenta 360-410.



López-Neyra (1950) realizó una minuciosa revisión del género *Cotugnia* describiendo detalladamente a *C. polyacantha*; al comparar la descripción de sus ejemplares con la de los céstodos identificados en este trabajo como *C. cf. polyacantha* pueden destacarse ligeras diferencias. En los gusanos examinados las ventosas miden 0,07 mm y la bolsa del cirro es de 0,15 mm de longitud, mientras que en los organismos trabajados por López-Neyra, las ventosas son de 0,09 mm y la bolsa del cirro mide 0,18 mm. El número de ganchos rostelares en los parásitos analizados es de 340-410 y en las tenias descritas por López-Neyra es de 420. Sin embargo, las discrepancias halladas no se consideran suficientes para suponer que el gusano en estudio corresponde a otra especie de este género, sino por el contrario, se corrobora que la mayoría de sus características encajan considerablemente con esta especie que con cualquier otra del género y podría deberse a una posible plasticidad fenotípica por la adaptación a diferentes ambientes.

Raillietina cf. echinobothrida también corresponde a un parásito habitual en aves columbiformes y se diferencia de otras especies del mismo género, porque: 1- Su escólex mide 0,26 mm, el rostelo es de 0,13 mm de diámetro provisto de 220 ganchos aproximadamente y sus ventosas están armadas con numerosas hileras de ganchos espinosos, mientras que *R. cestacillus* posee un escólex de 0,25 mm, un rostelo de 0,13-0,16 mm de diámetro con 400-500 ganchos y ventosas desarmadas. 2- *R. micracantha* difiere de *R. cf. echinobothrida* porque exhibe un rostelo con diámetro de 0,18-0,2 mm conformado por 150-200 ganchos y ventosas con medidas de 0,079 x 0,062 mm, las ventosas de *R. cf. echinobothrida* miden $0,052 \pm 0,01$ x $0,054 \pm 0,01$ mm.

Morfológicamente, *R. echinobothrida* es muy parecida a *R. tetragona* y algunos datos morfométricos de sus órganos de fijación se sobreponen, dificultando la identificación del parásito. Por ejemplo, el escólex de *R. echinobothrida* puede medir desde 0,25 hasta 0,4 mm, sus ventosas alcanzan los 0,05 hasta los 0,14 mm y el rostelo los 0,09 hasta los 0,15 mm de diámetro, *R. tetragona* presenta un escólex con medidas de 0,16 hasta 0,28 mm, sus ventosas miden entre los 0,06 hasta 0,14 mm y el rostelo comprende los 0,05 hasta los 0,2 mm de diámetro. Características en los helmintos examinados como ventosas completamente redondas, posición oblicua de la bolsa del cirro con relación al borde de la proglótide, un aproximado en el número de ganchos rostelares (220) y tamaño de los gachos ($0,010 \pm 0,003$ mm de largo), permitieron identificarlos como *R. cf. echinobothrida*.



Prevalencia de las especies

La prevalencia (67,56%) e intensidad media (7,85) detectada de *C. cf. polyacantha* resultan muy elevada en comparación con las de *R. cf. echinobothrida* (16,21% y 1,25), discrepando con el trabajo realizado por Musa y Khanu (2011) quienes observaron una prevalencia del 50% e intensidad media de $16,08 \pm 5,50$ para *R. echinobothrida* y 25% y $9,50 \pm 3,00$ para *C. cuneata*. Nagham (2011) encontró una prevalencia del 36,5% para *R. micracantha* y 21% para *C. intermedia*, pero una intensidad media de 6,57 para la primera especie y 7,25 para la segunda. Generalmente, los trabajos en *Columba livia* registran al género *Raillietina* como el endoparásito más común; así por ejemplo, en palomas de España, Albaladejo *et al.* (1996), Foronda *et al.* (2004) y Goyena (2012), han aislado especies del género *Raillietina* en un 52,8%, 44% y 50% respectivamente. En África, Mushi *et al.* (2000) encontraron a *Raillietina* sp. parasitando a *Columba livia* en un 80% y Msoffe *et al.* (2010) han registrado a *R. echinobothridia* como el parásito más prevalente (63%) en esta ave. Por otro lado, En India, Parsani *et al.* (2014) y en Grecia, Diakou *et al.* (2013) han hallado céstodos con prevalencias del 87% y 70,58%, encabezados principalmente por *R. echinobothridia*, *R. tetragona* y *R. cesticillus*.

La prevalencia e intensidad media de *C. cf. polyacantha* puede deberse al hecho de que las hormigas, escarabajos y otros insectos (Guerrero, R. com. Pers.) (hospederos intermediarios de este parásito) son habituales en la zona de estudio, y por lo tanto son recursos alimenticios fáciles de conseguir por las palomas; de modo que estas aves podrían estar infestándose en dicho entorno, manteniéndose el ciclo de vida de esta especie. Natala *et al.* (2009) cita en su investigación que la elevada prevalencia de un parásito está influenciada directamente por los niveles de estadios infestantes y de los hospederos intermediarios en el hábitat del hospedero definitivo y razonablemente, por su disponibilidad para este. Además de lo anterior, otros motivos que pueden contribuir al asentamiento de un parásito es su periodo de vida, que en óptimas condiciones (apropiada temperatura, humedad, entre otros factores) puede ser viable a lo largo de todo el año (Cordero del Campillo *et al.*, 1994). Esto podría explicar la alta frecuencia de *C. cf. polyacantha* en la mayoría de las aves capturadas en esta investigación (sept. y oct. de 2014 y feb., mar., abr., may., jun., jul., ago y nov. de 2015).



Se encontró una dominancia (75,67%) de infestación simple (solo *C. cf. polyacantha*) frente a la infestación mixta (24,32%) (*C. cf. polyacantha* y *R. cf. echinobothrida* en un mismo individuo), cuyos resultados coinciden con los de la investigación de Diakou *et al.* (2013) donde se registró una infestación simple del 83,3% y una infestación mixta del 16,7% hallando a *R. echinobothrida*, *R. cesticillus* y *R. tretagona* viviendo en un mismo intestino. Adang *et al.* (2008) encontraron infestaciones simples de 37,5% y mixtas de 10,83% de endoparásitos en *Columba livia*. Msoffe *et al.* (2010) y Nagham (2011) también hallaron más infestaciones simples que mixtas. Adang *et al.* (2008, 2009) señalan que la causa atribuible para la alta prevalencia de infestación de una especie, está dada según el orden de llegada en el anfitrión; de manera que la primera especie en llegar adquiere más microhábitat y ventajas de establecimientos que dificultan la entrada para otros, aludiendo que estos helmintos poseen estrategias innatas en su sistema para evitar la competencia.

11. CONCLUSIONES

Con base en el trabajo realizado se concluye lo siguiente:

- La paloma común *Columba livia* está fuertemente infestada (94,59%) por céstodos; lo que indica una elevada presencia de estadios infestantes y de hospederos intermediarios de estos parásitos en la Universidad del Magdalena y alrededores.
- Los céstodos encontrados corresponden a *Cotugnia cf. polyacantha* y *Raillietina cf. echinobothrida*. Siendo *Cotugnia cf. polyacantha* la especie más frecuente y abundante, lo que sugiere que el ciclo de vida de este parásito se ha mantenido continuamente en la zona de estudio.
- Aunque en esta investigación solo se tomaron muestras de un pequeño sector, contribuye significativamente a la generación de información básica sobre la biodiversidad de la helmintofauna colombiana en aves.
- *Columba livia* podría constituir potencialmente un riesgo para la salud pública del personal de la Universidad y en general para el núcleo urbano que este

expuesto a su materia fecal, aumentando las probabilidades de infección por parásitos y otros microorganismos.

12. RECOMENDACIONES

- La paloma común es catalogada como una plaga transmisora de enfermedades que representa fuertes impactos para la salubridad; generalmente, estas enfermedades están vinculadas a la presencia de nidos y excrementos (Méndez-Mancera *et al.*, 2013). En este sentido, el área de estudio de la investigación exhibe contaminación de excrementos y nidos de estas aves en los salones de clases, pasillos, techos, vías, cafeterías, etc., aumentando las probabilidades de que el personal vinculado a la universidad de cualquier índole, contraiga organismos patógenos. Por estos motivos se sugieren la realización de estudios en los que se evalué el impacto directamente de las palomas en la salud pública y estrategias para la erradicación de estas aves.
- Realizar investigaciones en las zonas de muestreo que contribuyan con la determinación de los hospederos intermediarios, ya que ofrecerían una visión sobre el ciclo biológico de los céstodos establecido en el sector.
- Extender el estudio en diferentes áreas de Colombia ayudaría a conocer y ampliar el conocimiento y distribución espacial de los céstodos
- Generar trabajos que den a conocer las secuenciaciones de los céstodos en genbank u otras bases de datos y de esta manera corroborar la identificación de especies con métodos moleculares.

13. BIBLIOGRAFÍA

Adang, K. L., S. J. Oniye, O. J. AJanusi, A. U. Ezealor y P. A. Abdu. 2008. Gastrointestinal helminths of the domestic pigeons (*Columba livia domestica* GMELIN, 1789 aves: Columbidae) in Zaria, Northern Nigeria. *Science World Journal* 3(1): 33-37.



Adang, K. L., S. J. Oniye, A. U. Ezealor, P. A. Abdu, O. J. AJanusi y K. P. Yoriyo. 2009. Ectoparasites and intestinal helminths of speckled pigeon (*Columba guinea* hartlaub and finsch 1870) in Zaria, Nigeria. Science World Journal 4(2): 1-5.

Ahmed, S. 2012. Molecular characterization of *Cotugnia polycantha* (Cestoda, Cyclophyllidea, Davaineidae) infecting doves (*Streptopelia senegalensis*) and pigeons (*Columba livia Domestica*) from Egypt. Life Science Journal 9(1): 295-30.

Albaladejo, A., I. Acosta y F. Alonso. 1996. Hallazgo del cestodo *Raillietina* (R.) *tetragona* (Molin, 1858) como parásito de la paloma doméstica (*Columba livia*). Anales de Veterinaria de Murcia 11-12: 51-56.

American Veterinary Medical Association AVMA. 2001. Report of the AVMA Panel on Euthanasia 2000. JAVMA, 218 (5): 669-696.

Asencio, P. 2012. Estudio de la fauna parasitaria gastrointestinal del pato jergón grande (*Anas georgica* Gmelin, 1789) en el sector de Rahuilma, Osorno. Tesis de Pregrado. Universidad Austral De Chile, Valdivia, Chile. 15 pp.

Ba, C., TH. Sene y B. Marchand. 1995. Scanning electron microscope examination of scale-like spines on the rostellum of five davaineinae (cestoda, cyclophyllidea). Parasite 2: 63-67.

Barnes, R. 1968. Zoología de los Invertebrados, Segunda Edición. Interamericana, S.A, México. 159-162 pp.

Biswal, D. y A. Prasad. 2013. Temporal variation of the cestode, *Cotugnia cuneata* (Meggit, 1924) in their host, domestic pigeons, *Columba livia domestica* (Gmelin, 1789). Journal of Parasitic Diseases 1-6.

Biswal, D., A. Prasad y S. Chatterjee. 2014. Biochemical and molecular characterization of the Cyclophyllidean cestode, *Cotugnia cuneata* (Meggit, 1924), an endoparasite of domestic pigeons, *Columba livia domestica*. Journal of Parasitic Diseases 38(1): 106-110.



Brenes-Madrigal, R., G. Hangen, E. Monge, G. Muñoz, G. Rodríguez y R. Loría. 1983. Primer caso humano de parasitosis por *Raillietina* sp. en Costa Rica. *Revista Costarricense de Ciencias Médicas* 4: 81-87.

Brusca, R. 2005. *Invertebrados*, Segunda Edición. McGraw-Hill-Interamericana, Madrid. 313 pp.

Bush, A., K. Lafferty, J. Lotz y J. Shostak. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* revisited. *The Journal of Parasitology* 83(4): 575-583.

Calderón, O. 2004. *Parasitología general. Elementos y actividades*. Primera edición. Ed. De la Universidad de Costa Rica, San José. 52 pp.

Callaghan, M., M. Davies y H. Andrews. 2006. The spatial distribution of five species of *Raillietina* infecting the emu, *Dromaius novaehollandiae*. *Transactions of the Royal Society of South Australia* 130(1): 71-78.

Choperena, M., G. Jaramillo y D. Ramirez. 2009. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves del centro de atención y valoración de fauna silvestre del área metropolitana del Valle de Aburrá (CAV AMVA), en el periodo de junio del 2008 a de 2009. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias* 22: 3.

Cordero Del Campillo, M., L. Castañón y A. Reguera. 1994. Índice-catálogo de zooparásitos ibéricos. Ed. Universidad de León. Secretariado de publicaciones. León. España. 650 pp.

Cruz-Reyes, A., B. Camargo-Camargo. 2001. *Glosario de términos en Parasitología y Ciencias Afines*. Primera Edición. Ed. Plaza y Valdés S.A, México. 100 pp.

Cruz-Reyes, A. 2003. Aspectos generales de los Cestodos. Capítulo 75: 534-537. En: J. Tay-Zavala (ed.). *Microbiología y Parasitología Médicas*. 3a. Méndez Editores. Distrito Federal, México. 534 pp.

Diakou, A., S. Ptochos y E. Papadopoulos. 2013. Cestode fauna of feral pigeons in Thessaloniki; Northern Greece. *Helminthologia* 50(1): 39-42.

Ensuncho, C., Y. Herrera, A. Montalvo, M. Almanza, J. Vergara, E. Pardo y L. Gómez. 2015. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas (*Gallus domesticus*) en el departamento de Córdoba, Colombia. Revista electrónica de Veterinaria 16(6): 1-9.

Fernández, A., G. Rivas. 2007. Niveles de organización en animales. Primera Edición. Ed. Las ciencias de la ciencia, México. 109 pp.

Figueiroa Lyra De Freitas, M., A. Bianque De Oliveira, M. Dowell De Brito Cavalcanti, A. Soares Leite, V. Santiago Magalhaes, R. Alves De Oliveira y A. Evencio Sobrino. 2002. Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. Parasitología latinoamericana 57(1-2): 50-54.

Foronda, R. 2002. Estudio faunístico y sistemático de helmintos de aves canarias. Tesis de Doctorado. Universidad de la Laguna, Tenerife, España. 81 pp.

Foronda, P., B. Valladares, J. A. Rivera-Medina, E. Figueruelo, N. Abreu y J.C. Casanova. 2004. Parasites of *Columba livia* (aves: Columbiformes) in Tenerife (Canary Islands) and their role in the conservation biology of the laurel pigeons. Parasite 11: 311-316.

Gállego, J. 2006. Manual de parasitología: morfología y biología de los parásitos de interés sanitario. Ed. Universitat de Barcelona, España. 247-248 pp.

García, I., B. Muñoz, A. Aguirre, I. Polo, A. García y P. Refoyo. 2009. Manual de laboratorio de Parasitología 9. Cestodos. REDUCA (Biología) 2(5): 1-36.

Gómez, Illescas. 1981. Algunas consideraciones sobre *Cotugnia Dollfusi*, Lopez-Neyra, 1950. Revista Ibérica de Parasitología 43(3): 325-332

González, D., G. Castillo, J. López, L. Moreno, S. Donoso, O. Skewes, R. Martínez y J. Cabello. 2004. Parásitos gastrointestinales y externos de la paloma doméstica (*Columba livia*) en la ciudad de Chillan, Chile. Agrociencias 20(2): 107-111.

Goyena, E. 2012. Los macroparásitos digestivos de la paloma (*Columba livia*) como biomonitores de contaminación ambiental por metales. Tesis. Facultad de Veterinaria. Universidad de Murcia, España. 92 pp.

Goyena, E., S. Jerez, M. Motas, C. Martínez-Carrasco, M. Amat y J. Ortiz. 2009. Empleo de los macroparásitos intestinales de la paloma (*Columba livia*) como bioindicadores de contaminación ambiental. Estudio preliminar. XI Congreso Ibérico de Parasitología. Lisboa.

Guillén, G., E. Morales. 2003. Primeros registros de helmintos parásitos en *Fulica ardesiaca* (Aves: Rallidae) para el Perú: Pantanos de Villa – Lima. Revista Peruana de Biología 10(2): 203-208.

Haag-Wackernagel, D. y R. Spiewak. 2004. Human infestation by pigeon fleas (*Ceratophyllus columbae*) from feral pigeons. Annals of Agricultural and Environmental Medicine 11:343–346.

Hernández, M., R. Larramendy y B. Szczypel. 2002. Cestodos más frecuentes en la gallina doméstica en Cuba. Revista Cubana de ciencia avícola 26: 145-149.

Jawad, H. 2012. Histopathological Study for some infected Pigeons with *Raillietina* spp in Baghdad. Al-Mustansiriyah Journal of Science (23)1: 19-28.

Khalil, L. F., A. Jones y R. A. Bray. 1994. Keys to the cestode parasites of vertebrates. CAB International, Wallingford. 416-417 pp.

Komisarovas, J., B. Georgiev. 2007. Redescriptions of *Monosertum parinum* (Dujardin, 1845) and *M. mariae* (Mettrick, 1958) n. comb. From European passerine birds, with an amended generic diagnosis of *Monosertum* Bona, 1994 (Cestoda: Dilepididae). Systematic Parasitology 66: 43-53.

Lalchandama, K. 2009. On the structure of *Raillietina echinobothrida*, the tapeworm of domestic fowl. Science Vision 9(4): 174-182.

López-Neyra, C. 1949. Raillietinosis humanas. Estudios de parasitología comparada sobre Raillietininae parásita humanas y en especial de las formas neotropicales. Revista Ibérica de Parasitología 3: 299-362.

López-Neyra, C. 1950. Revisión del género *Cotugnia*, motivada por el estudio de una especie nueva, hallada en la tórtola de Granada. Revista Ibérica de Parasitología 10: 59-96.

Marques, S., R. Marinho De Quadros, C. Jardim Da Silva y M. Baldo. 2007. Parasites of pigeons (*Columba livia*) in urban areas of lages, Southern Brazil. Parasitología Latinoamericana 62: 183-187.

Martínez-Guerrero, J., F. Rosales-Alfárez y H. Herrera-Casio. 2010. Parásitos gastrointestinales del guajolote silvestre de gould (*meleagris gallopavo mexicana*): abundancia, distribución, prevalencia y diversidad. Agrociencia 44: 541-547.

Méndez-Mancera, V. M., L. C. Villamil Jiménez, D. A. Buitrago Medina y D. Soler-Tovar. (2013). La paloma (*Columba livia*) en la transmisión de enfermedades de importancia en salud pública. Revista Ciencia Animal 6: 177-194.

Menéndez, T. 2007. Prevalencia de nematodos y cestodos en aves de corral (Traspatio) en la ciudad de Acayucan, Ver. Tesis de Pregrado. Universidad Veracruzana, Veracruz, Mexico. 35 pp.

Mohammed, O. B., H. S. Hussein y E. E. Elowni. 1988. The ant, *Pachycondyla sennaarensis* (mayr) as an intermediate host for the poultry cestode, *Raillietina tetragona* (molin). Veterinary Research Communications 12: 325-327.

Mohammad, M. K y Al-Moussawi, A. A. 2013. *Raillietina echinobothrida* (Megnin, 1881) (Cestoda: Cyclophyllidea) from the house sparrow *Passer domesticus biblicus* Hartret, 1881 collected in Baghdad city, Central Iraq. Bulletin of the Iraq Natural History Museum 12(3): 31-36.

Msoffe, P.L.M., A. P. Muhairwa, G.H. Chiwanga y A. A. Kassuku. 2010. A study of ecto- and endo parasites of domestic pigeons in Morogoro Municipality, Tanzania. African Journal of Agricultural Research 5(3): 264-267.



Musa, S., S. Dil y H. Khanu. 2011. Ocurrence of ecto- and endo parasites in pigeon (*Columba livia* Linn.). University Journal of Zoology, Rajshahi University 30: 73-75.

Mushi, E.Z., M. G. Binta, R. G. Chabo, R. Ndebele y R. Panjirah. 2000. Parasites of domesticated pigeons (*Columba livia domestica*) in Sebele, Gaborone, Botswana. Journal of the South African Veterinary Association 71(4): 249-250.

Nadakal, A., K. John, K. Muraleedharan y A. Mohandas. 1970. Resistance potential of certain breeds of domestic fowl exposed to Raillietina tetragona Infections. I. Contribution to the biology of Raillietina tetragona (Molin, 1858). The Helminthological Society of Washington (37)2: 141-143.

Nagham Yassin Al- Bayati. 2011. A study on pigeons (*Columba livia*) cestodes infection in Diyala province. Diyala Agricultural Science Journal, 3(2): 1-12.

Nanware, S.S., R.M. Dhondge y D.B. Bhure. 2011. Bio-systematic Studies on *Cotugnia tetragona* Sp. Nov. (Cestoda: Davaineidae) from *Columba livia*. Recent Research in Science and Technology 3(9): 08-12.

Natala, A.J., N. D. Asemadahum, O.O. Okubanjo y B.M. Ulayi. 2009. A survey of parasites of domesticated pigeon (*Columba livia domestica*) in Zaria, Nigeria. International Journal of Soft Computing 4(4): 148-150.

Olivares, L., N. Kyvsgaard, E. Rimbaud y N. Pineda. 2006. Prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de traspatio (*Gallus gallus domesticus*), en el municipio de El Sauce, departamento de León, Nicaragua. Revista Electrónica de Veterinaria REDVET VII (11): 1-4.

Padilla, F., A. Cuesta. 2003. Zoología aplicada. Ed. Díaz de Santos S.A, Madrid. 28 pp.

Parsani, HR., RR. Momin, A. Lateef y NM. Shah. 2014. Gastro-intestinal helminths of pigeons (*Columba livia*) in Gujarat, India. Egyptian Journal of Biology 16: 63-71.



Pérez-García, J., D. Monsalve-Arcila y C. Márquez-Villegas. 2015. Presencia de parásitos y enterobacterias en palomas ferales (*Columba livia*) en áreas urbanas en Envigado, Colombia. Revista Facultad Nacional de Salud Pública 33: 370-376.

Pritchard, M.H., G.O.W. Kruse. 1982. The collection and preservation of animal parasites. University of Nebraska Press, 1-141.

Quiroz, H. 2005. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Ed. Limusa, México, D.F. 286 pp.

Radfar, M. H., E. N. Asl, H. R. Seghinsara, M. M. Dehaghi y S. Fathi. 2012. Biodiversity and prevalence of parasites of domestic pigeons (*Columba livia domestica*) in a selected semiarid zone of South Khorasan, Iran. Tropical Animal Health and Production 44:225-229.

Ramnath., D. B. Jyrwa, A. K. Dutta, B. Das y V. Tandon. 2014. Molecular characterization of the Indian poultry nodular tapeworm, *Raillietina echinobothrida* (Cestoda: Cyclophyllidea: Davaineidae) based on rDNA internal transcribed spacer 2 region. Journal of Parasitic Diseases 38(1): 22-26.

Rodríguez, U., M. Gaviria. 2009. Guías de pediatría práctica- basadas evidencia. Segunda edición. Ed. Panamericana, Colombia. 471 pp.

Schmidt, G., Z. Greenberg y G. Wertheim. 1986. *Raillietina (Raillietina) alectoris* sp. n. and other avian Cestodes from Israel and Sinai. Bulletin du Muséum national d'histoire naturelle 1: 101-109.

Singh, Y.K. 2008. Teaching of Zoology. Ed. S.B.Nangia, New Delhi. 289 pp.

Stransky, K. y A. Lorenzo. 1960. On Raillietiniasis in the Philippines. Acta Tropica 17(1): 80-83.

Tayt-son, F. J. 1975. Contribuicao para o conhecimento de alguns Cestodeos do genero *Raillietina* Fuhrmann, 1920, (Cestoda-Davaineidae), parasitos de Columbiformes. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 74(1): 65-70.

Villalba-sánchez, C., A. De la Ossa-Lacayo y J. De la Ossa. 2014. *Columba livia domestica* Gmelin, 1789: Plaga o símbolo. Revista colombiana de ciencia animal 6(2): 363-368.

Villalba-sánchez, C., A. De la Ossa-Lacayo y J. De la Ossa. 2015. Densidad de paloma doméstica (*Columba livia domestica* Gmelin, 1789) en el antiguo mercado público de Sincelejo, Sucre, Colombia. Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas 27: 72-79.

Waghmare, S., S. AS, R. Chavan y V. Gomase. 2014. Redescription on *Raillietina echinobothrida* (Pasquale, 1890) (Cestoda: Davaineidae) and Study of Conserved Domain across Divergent Phylogenetic Lineages of Class Cestoda. Journal of Veterinary Science & Technology 5(3): 1-5