

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CHIRIQUÍ**  
**FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y EXACTAS**  
**ESCUELA DE BIOLOGÍA**  
**COORDINACIÓN DE MAESTRÍA EN BIOLOGÍA**

TESIS DE MAESTRÍA

**Categorización de la microbiota intestinal y de la fauna parasitológica intestinal y externa de *Quiscalus mexicanus* (J. F. Gmelin)(*Passeriforme*; *Emberizidae*, *Icterinae*) en Chiriquí, Panamá**

Presentado por

**ROGELIO ARTURO SANTANACH**

**4-147-2330**

**Trabajo de graduación presentado a la Coordinación de Maestría de la Universidad Autónoma de Chiriquí como requisito parcial para optar por el título de Magister en Biología.**

**Chiriquí - Panamá**

**2011**

**Dedicatoria**

**A MI FAMILIA, QUE NUNCA DEJARÁN DE SERLO.**

**A ALICIA, QUE ME DA SOPORTE CADA DÍA.**

### **Agradecimiento**

**A la oficina de Consultoría Ambiental Servicios Profesionales Santanach por las facilidades en sus instalaciones para las pruebas de parasitología y por el financiamiento de parte importante del equipo, reactivos y materiales. A Orlando Cáceres, Juan Bernal y Boris Sanjur, mis asesores.**

## INDICE

Índice general.....	1
Resumen.....	8
Abstract.....	9
Objetivos.....	11
1. Objetivo general.....	11
2. Objetivos específicos.....	11
INTRODUCCIÓN.....	12
3. Marco teórico.....	12
4. Marco conceptual.....	13
5. Descripción del área de estudio.....	17
a) Localización.....	17
b) Clima tropical de montaña.....	19
c) Clima tropical de montaña media y alta.....	19
d) Zonas de vida y eco-regiones.....	19
e) Precipitaciones en la zona media y baja de la cuenca.....	22
Revisión de literatura y antecedentes.....	25
1. Hipótesis de trabajo.....	26
Materiales y método.....	27
1. Captura de especímenes para la extracción de muestras.....	27
2. Especímenes de trabajo.....	29
3. Morfometría.....	30
(a) Estadísticas morfométricas.....	30
4. Determinación de ectoparásitos.....	32
5. Necropsias.....	33

6.	Extracción y siembra de muestras para bacteriología y micología.....	34
a)	Bacteriología.....	34
b)	Micología.....	35
7.	Extracción y preservación de muestras para endoparasitología.....	36
	RESULTADOS.....	38
1.	Morfometría.....	38
2.	Ectoparásitos.....	41
a)	Mallophaga.....	41
3.	Bacterias y hongos.....	43
a)	Bacterias intestinales.....	43
b)	<i>Salmonella entérica</i> .....	46
c)	Cultivo y caracterización de hongos.....	46
4.	Determinación de filarioides.....	47
5.	Parásitos intestinales y en tejidos.....	48
a)	Protozoarios.....	49
b)	Quistes cerebrales y nemátodos.....	50
c)	Acantocéfalos.....	53
d)	Plathelminintos.....	57
	DISCUSIÓN.....	64
1.	Ectoparásitos.....	64
2.	Bacterias intestinales.....	64
3.	Hongos.....	66
4.	Filarioides.....	67
5.	Isospora.....	67
a)	Ciclo biológico.....	69

6.	Quistes cerebrales y nemátodos.....	70
7.	Acantocéfalos.....	70
8.	Clase Céstoda (Plathelminte).....	72
	CONCLUSIONES.....	73
	RECOMENDACIONES.....	77
	BIBLIOGRAFÍA.....	78

## Índice de cuadros

Cuadro 1. Resultados del análisis de parasitología de hembras y machos de <i>Qisculus mexicanus</i> .....	40
Cuadro 2. Estadística descriptiva de los resultados de la recuperación de malófagos de <i>Q. mexicanus</i> en este estudio.....	42
Cuadro 3. Resumen descriptivo de los resultados de los análisis bacteriológicos del contenido intestinal de <i>Q. mexicanus</i> .....	44
Cuadro 4. Resumen descriptivo de los resultados del análisis Giemsa de sangre para determinar la presencia de filarias en <i>Q. mexicanus</i> .....	48
Cuadro 5. Resultados de los análisis para determinar la presencia de <i>Isospora sp.</i> En <i>Q. mexicanus</i> .....	49
Cuadro 6. Resultados de la recuperación de quistes en el cerebro y nemátodos en contenido intestinal de <i>Q. mexicanus</i> .....	51
Cuadro 7. Estadística descriptiva de la recuperación de acantocéfalos en el intestino de <i>Q. mexicanus</i> .....	54
Cuadro 8. Resultados de la recuperación de especímenes Céstoda del intestino de <i>Q. mexicanus</i> .....	58
Cuadro 9. Análisis descriptivo de la especie de <i>Tenia</i> encontrada en las necropsias de <i>Q. mexicanus</i> en cuanto a la extensión en número de proglótidos por individuo.....	60

Indice de figuras

Fig. 1. Macho de <i>Q. mexicanus</i> en posición de alerta.....	16
Fig. 2. Hembra en cría en el momento de vigilancia de polluelos en entrenamiento. .....	17
Fig. 3. Foto de un polluelo de <i>Q. mexicanus</i> en el momento del entrenamiento. .....	17
Fig. 4. Mapa de la región de Chiriquí donde se localizan las cuencas de los ríos Chico, Chiriquí Viejo y Escarrea. ....	21
Fig. 5. Gráfica de variaciones de la temperatura a través del año con registros diarios .....	23
Fig. 6. Humedad relativa en el área de estudio, se presenta en una marca azul. En rojo se muestra el brillo solar en porcentaje de cielo descubierto. .....	24
Fig. 7. Variaciones en la precipitación en mm a través de un año con registros diarios. .....	25
Fig. 8. Procedimiento de construcción de las trampas, a la derecha se muestra una de las trampas, ya instalada. ....	28
Fig. 9. Juvenil de <i>Q. mexicanus</i> recién capturado. El individuo luego de extraerse de la trampa.....	29
Fig. 10. Rasgos morfométricos más notables que fueron registrados exactos para cada especimen de <i>Q. mexicanus</i> .....	31



Fig. 11. Pesaje al inicio del proceso de cada uno de los especímenes de <i>Q. mexicanus</i> .....	32
Fig. 12. Necropsia de uno de los especímenes juveniles para la detección de parásitos en la cavidad peritoneal, hígado, bazo, pulmones, sacos aéreos, corazón y siringe.....	33
Fig. 13. Diferentes fases de desarrollo de Mallophaga encontradas en los plumajes de <i>Q. mexicanus</i> .....	43
Fig. 14. Fotografías de algunos de los resultados de los cultivos cuantitativos de bacterias de las muestras enriquecidas para coliformes y relacionadas, en medios de Petrifilm©. ....	45
Fig. 15. Resultados de las pruebas para la presencia de la <i>Salmonella entérica</i> en el contenido intestinal de <i>Q. mexicanus</i> . ....	46
Fig. 16. Un espécimen de nematodo, encontrado en el contenido intestinal de <i>Q. mexicanus</i> . ....	52
Fig. 17. Corte transversal del cráneo a nivel de la sutura coronal del espécimen. ....	53
Fig. 18. Región anterior de uno de los acantocéfalos recuperados del intestino de <i>Q. mexicanus</i> . ....	55
Fig. 19. Distensión de los vasos sanguíneos en el sitio de adhesión.....	56
Fig. 20. Varios proglótidos de uno de los especímenes de Cestoda capturados en <i>Q. mexicanus</i> .....	59

- Fig. 21. Escólex y la parte anterior del cuello del cestodo recuperado en las necropsias de *Q. mexicanus* durante este estudio.....61
- Fig. 22. Algunos de los proglótidos de uno de los especímenes colectados a partir de las necropsias de *Q. mexicanus*. .....62
- Fig. 23. Segmentos de uno de los especímenes de los Céstoda recolectados durante las necropsias de *Q. mexicanus*.....63

**RESUMEN**

Se capturaron 45 especímenes de *Quiscalus mexicanus* (20 machos y 25 hembras) en las cuencas de los ríos Chico, Escarrea y Chiriquí Viejo en Chiriquí, Panamá, entre los meses de enero del 2009 y julio del 2010 con el objetivo de determinar las poblaciones parásitas de la especie. Se realizó la necropsia de todos los especímenes y se identificó la presencia de *Salmonella enterica* en el contenido intestinal en uno de 12 individuos (8 %), otros grupos bacterianos que normalmente están presentes en intestinos de vertebrados fueron también encontrados. Los parásitos recuperados incluyen *Raillietina* sp (Cyclophyllidea,), *Mediorhynchus matthey* Marchand y Vassiliades, 1982 (Giganthorhynchida, Giganthorhynchidae), *Isospora* sp. fue encontrada en 17.8 % (8/45) de los especímenes analizados. No se identificaron los nemátodos encontrados en las aves disecadas, el 58 % de éstas (26/45) presentaron entre 0 y 4 individuos nemátodos. Nueve de los 45 individuos analizados tenían quistes cerebrales que no se identificaron para esta investigación. Se encontraron Mallophaga de la familia Melloponidae en todos los especímenes analizados. Se encontraron esporas de *Alternaria* sp. y *Curvularia* sp. en las muestras de contenido intestinal, pero el cultivo solamente mostró crecimiento de *Penicillium* sp. y algunos Mucorales, que son grupos que podrían tener relación con grupos patógenos de humanos. También fueron encontradas filarias en las preparaciones de frotis sanguíneos – en 9/45 especímenes (20 %) – de al menos dos grupos con características diferentes. El 21 % de los individuos no tenían ningún parásito intestinal, el 23 % tenían una especie de parásito intestinal, 36 % tenían hasta dos especies de parásitos intestinales simultáneamente y 19.5 % tenían hasta tres

especies de parásitos intestinales simultáneamente. Ninguno de los especímenes de *Q. mexicanus* analizados mostró ningún signo de que la presencia de estos parásitos afectara su comportamiento o su condición anatomofisiológica. Ninguno de los grupos encontrados – con excepción de *Salmonella enterica*. – parece vincular a *Q. mexicanus* con patologías humanas.

#### ABSTRACT

Forty five (20 males and 25 females) specimens of *Quiscalus mexicanus* were captured at Río Chico, Escarrea and Chiriquí Viejo water shed in Chiriquí, Panamá, starting at January of 2009 to July of 2010 in order to determine their parasite population. A necropsy was carried out to all specimens identifying *Salmonella enterica* at intestinal content of one out of 12 tested birds, another bacterial species normally found at intestinal environment of birds were found too. Parasites obtained includes *Raillitina* sp. (Cyclophyllidea), *Mediorhynchus mattei* Marchand y Vassiliades, 1982 (Gigantorhynchida, Gigantorhynchidae), *Isoospora* sp. was found at 17.8 % (8/45) of analyzed specimens. Not identified nematode were found at 58 % (26/45) between 0.0 and 4 by each analyzed bird. Nine out of 45 individuals had cerebral cysts that were not identified for this study. Mallophaga of family Melliponidae was found in all the specimens. Spores of *Alternaria* sp. and *Curvularia* sp. were found at intestinal content samples but culture procedures resulted positive only for development of *Penicillium* sp. and some Mucorales, both fungus possibly relatives to human pathogens groups. There was two characteristically different species of filarial at 20 % of blood smears (9/45). 21 % of individuals did not have any intestinal parasites, 23 % of

analyzed birds showed one species of intestinal parasites, 36 % of birds had up to two species of intestinal parasites simultaneously and 19.5 % of birds had until three species of different parasites simultaneously. Any of specimens of *Q. mexicanus* showed signs indicating that the presence of these parasites affecting its behavior or anatomophysiological features. Any identified groups looks to be related to human pathology.

## OBJETIVOS

### 1. Objetivo general

Reconocer la población bacteriológica parasita, micológica, protista parasita y faunística parasita intestinal y externa de *Q. mexicanus* (J. F. Gmelin 1788) como categorías de organismos patógenos o no patógenos del talingo en la provincia de Chiriquí, Panamá.

### 2. Objetivos específicos

Aislar e identificar la población bacteriana y micótica intestinal de *Q. mexicanus* y establecer su relación con patologías humanas o de otros animales comunes, así como identificar la población protista intestinal de *Q. mexicanus*.

Identificar la relación entre estos parásitos y patologías comunes humanas o de otros animales a partir de la comparación de la distribución de los agentes.

Determinar la población faunística endoparásita y ectoparásita de *Q. mexicanus* y establecer la relación entre los resultados de los análisis microbiológicos y parasitológicos y la distribución de *Q. mexicanus* en la provincia.

## INTRODUCCIÓN

### 3. Marco teórico

Durante los últimos años el “chango” o talingo (*Quiscalus mexicanus*, *Passeriformes*, *Embericidae*, *Icterinae*) ha estado, aparentemente, aumentando su población y ocupando, evidentemente, un espacio cada vez más cercano y amplio dentro de los ámbitos ya acaparados por los humanos (Marquinez 2003), y desplazando y mermando las poblaciones de otras especies de aves. Según Cooke, Jimenez & Ranere (2007) la especie estaba ya establecida desde la época precolombina. Esto ha sido evidenciado por el hecho de que los huesos de *Q. mexicanus* ocupan el séptimo lugar en cuanto a número de muestras en las excavaciones de los depósitos de restos en Cerro Juan Díaz.

Aunque ellos han estado aquí desde hace ya muchos años, es en las últimas décadas cuando se han convertido en una plaga considerable (Ventocilla 2004). Los talingos están distribuidos desde México hasta Perú (Christensen 2000). En Panamá habitan principalmente la vertiente del Pacífico, pero pueden ser vistos en el Atlántico en las tierras bajas mas comúnmente, aunque son ya también visibles por arriba de los 2,200 m.s.n.m. (Ridgely & Gwynne 1993, Gómez 2003) y algunas de nuestras capturas lo confirman.

No es improbable que se promuevan programas de control de la población con base en las normas actuales y los resultados de éstas y otras investigaciones sobre *Q. mexicanus*. La Ley No. 24 de 7 de junio de 1995 establece la “Legislación de Vida Silvestre en la República de Panamá y dicta otras disposiciones”. Esta ley contempla

que las condiciones creadas por el hombre promueven la dinámica de las poblaciones de especies sinantrópicas. Puesto que la existencia de fuentes de alimentación (insectos o desechos), producto de áreas intervenidas que sirven de hábitat a estas especies provocan la concentración del talingo, y otras especies, se permite, mediante el seguimiento del debido proceso, el control de la población mediante sacrificios controlados o promoviendo el consumo como fuente de proteínas, así como otros aprovechamientos. Pero se prohíbe la utilización de métodos de Caza Control que causen sufrimientos prolongados a las especies que sean sometidas a métodos de control como a *Q. mexicanus*, la Autoridad Nacional del Ambiente (ANAM) permite utilizar métodos como: cacería con rifles neumáticos (de aire), escopeta calibre 12, rifle calibre 22 o cebos tóxicos. Queda entendido que la utilización de cebos tóxicos será la última opción y sólo se hará cuando las otras alternativas no den los resultados esperados. ANAM no se hace responsable de cualquier eventualidad que ocurra durante el ejercicio de la Caza de Control.

#### **4. Marco conceptual**

El *Q. mexicanus peruvianus* es un ave del orden Passeriformes, familia Emberizidae, subfamilia Icterinae. El género incluye al menos tres especies *Q. major*, *Q. palustris* y *Q. mexicanus* (Stiles & Skutch 1989). En *Q. mexicanus* los machos, cafés cuando juveniles cambian su plumaje alrededor de agosto y septiembre, cuando también forman “parvadas pandilla” de unos cinco a 13 machos, comúnmente nueve, y ocasionalmente alguna hembra joven, y se mueven de un lugar a otro, probablemente en busca de hembras (Jonson et. al. 2000, Santanach 2005). Aparentemente las hembras jóvenes participan de las parejas desde un año, pero los machos de la misma



edad son excluidos (Jaramillo, 1999). El cortejo y copula se desarrolla en los días de la temporada seca principalmente (entre diciembre y principios de marzo), las posturas se desarrollan entre enero y mayo y la eclosión tiene lugar entre febrero y mayo (hay, probablemente un traslape entre las etapas reproductivas, explicable por un periodo de desarrollo largo y una dieta omnívora). El polluelo se desarrolla entre febrero y agosto cuando nuevamente se inicia la temporada (Ehrlich, Dobkin & Wheye 1988, Koby 2002, Santanach 2005, Sauer et. al. 1997).

El ave se ha convertido en una plaga de consideración, dadas sus características que lo convierten en una especie “sobreviviente” como son: un tamaño suficientemente grande (machos de 45 cm y hembras de 35 cm – Peterson, 1990) Machos: entre 125.01 g y 136.03 g sin plumas (n = 8,  $\bar{X}$  = 130.52 g,  $\sigma$ -1= 5.51 g). Hembras: entre 88.16 g y 91.46 g sin plumas (n = 16,  $\bar{X}$  = 89.81 g,  $\sigma$ -1= 1.65 g) (Santanach 2005) (ver Fig. 1, Fig 2, Fig. 3) como para ser más fuerte que otras aves comunes, permitiéndole desplazarlas de sus sitios dormitorio, de sus sitios de anidación y de sus áreas de alimentación, pero bastante moderado en tamaño como para ser muy rápido en vuelo y hábil en sus movimientos en tierra. Su reconocida gran inteligencia que le facilita comunicar a otros de su misma especie la ubicación de trampas, recordar las trampas y su ubicación, buscar comida, y utilizar herramientas. Los hábitos omnívoros (Davis & Arnold 1972) poco exigentes que les permiten colonizar y mantenerse en territorios que resultan inhóspitos para otras aves. Esta característica les permite aprovechar los desechos domésticos humanos con gran eficacia y hasta romper y consumir los huevos de otros pájaros de varias especies. Se alimentan de insectos, lagartijas, semillas de hierbas, animales acuáticos pequeños, frutas, granos, y otras fuentes (Sibley 2001). Hasta ahora, parecen no ser muy exigentes al seleccionar

los sitios de percha o los dormitorios, utilizando árboles de diferentes especies, tamaños y ubicación (Santanach 2010). Su marcada agresividad, atacando otras aves más pequeñas y arrebatándoles sus alimentos, también le permite defender los nidos de depredadores potenciales, siendo avisados por un sistema de vigías que está aún por ser definido en detalle. Esta agresividad promueve su sentido territorial muy marcado, pero sin menoscabar sus hábitos gregarios con un sistema jerárquico tal vez bastante complejo y, tal vez, cooperación comunal. Probablemente una tasa de nacimientos y sobrevivencia muy elevada, o ambas, promoviendo el aumento de la población (Jaramillo & Burke 1999). La hembra, que puede disputar el sitio de nidación a otras y aún tomar material de sus nidos, pone de 3 a 4 huevos y, por lo general, eclosionan todos (Harrison 1978). En varias ocasiones se ha presenciado momentos en que una madre parda café le enseña a una cría no solamente donde buscar el alimento, sino qué cosas comer, poniéndolas ella directamente en la boca del polluelo. Comportamientos como éste podrían aumentar la sobrevivencia de las nidadas.



Fig. 1. Macho de *Q. mexicanus* en posición de alerta. Foto R. A. Santanach.



**Fig. 2.** Hembra de *Q. mexicana* en cría en el momento de vigilancia de polluelos en entrenamiento. Foto R. A. Santanach.

**Fig. 3.** Polluelo de *Q. mexicana* En el momento del entrenamiento. Foto R. A. Santanach

## 5. Descripción del área de estudio

### (a) Localización

La Investigación se desarrolló en las Cuencas de los ríos Chiriquí Viejo, Escárrea y Chico, en el occidente de la provincia de Chiriquí, en la vertiente del Pacífico de la República de Panamá, y las descripciones se basarán principalmente en las características del Río Chiriquí Viejo, descritos en el documento a partir de la revisión de las características de la cuenca hecha por la ANAM (2004).

El río Chiriquí Viejo se encuentra ubicado en la Cuenca 102: Según los datos de la Dirección General de Estadística y Censo, en esta cuenca la precipitación es de 2,585 mm y una altura máxima de 1,250 m.s.n.m. Su drenaje principal es el río Chiriquí Viejo, con una longitud de 128 km, y sus afluentes, los ríos Caizán y Gariché. Los terrenos que atraviesa están formados por piedra pómez, basaltos, arcillas consolidadas, andesitas, brechas y aglomerados que le confieren a sus suelos las características agrológicas particulares y que le han dado a la zona su desarrollo como de producción agrícola por lo que ha sido conocida desde mediados del siglo veinte.

Cuenca 104: La precipitación en esta cuenca es de 3,150 mm con una altura máxima de 450 m.s.n.m. El drenaje principal es el río Escarrea, cuya longitud es de 60 km. La litología de los terrenos que atraviesa está formada por las siguientes rocas: aglomerados, cenizas, basaltos, bombas y dacitas.

Cuenca 106: Los dos principales ríos son: el Chico, con 51 km, y el río Chirigagua, con 55 km. El río Chico tiene una precipitación de 3,206mm y el río Chirigagua, 3,100 mm. En su cabecera el río Chico tiene una elevación de 890 m.s.n.m. y el río Chirigagua una elevación de 980 m.s.n.m. La litología de los terrenos que atraviesa estos dos drenajes está formada por las siguientes rocas: piedra pómez, cenizas, aglomerado, bombas, basaltos, brechas y andesitas.

La preparación del estudio implicó la visita al área del proyecto y la medición de las variables ambientales más importantes, además de la revisión de los informes o la literatura relativa al área tanto en las instituciones públicas como privadas.

Además de la utilización de un dispositivo de posicionamiento global (GPS) para la localización de los puntos y la utilización de mapas (Hojas cartográficas del Instituto

Tommy Guardia de geografía) para la confirmación, los viajes al campo y la recolección de muestras facilitó la caracterización ambiental. La consulta de los registros y publicaciones de la Dirección General de Estadística y Censo de la Contraloría General de la República aportó información de interés.

#### **(b) Clima tropical de montaña**

Este clima se extiende en las montañas de la vertiente del Pacífico ubicadas por encima de los 900 a 1,000 m.s.n.m. Su cobertura alcanza el sector montañoso de Chiriquí en partes de la cordillera central y cubre una amplia zona del Parque Nacional Volcán Barú (PNVB), sobre todo de las cotas bajas a las cotas intermedias.

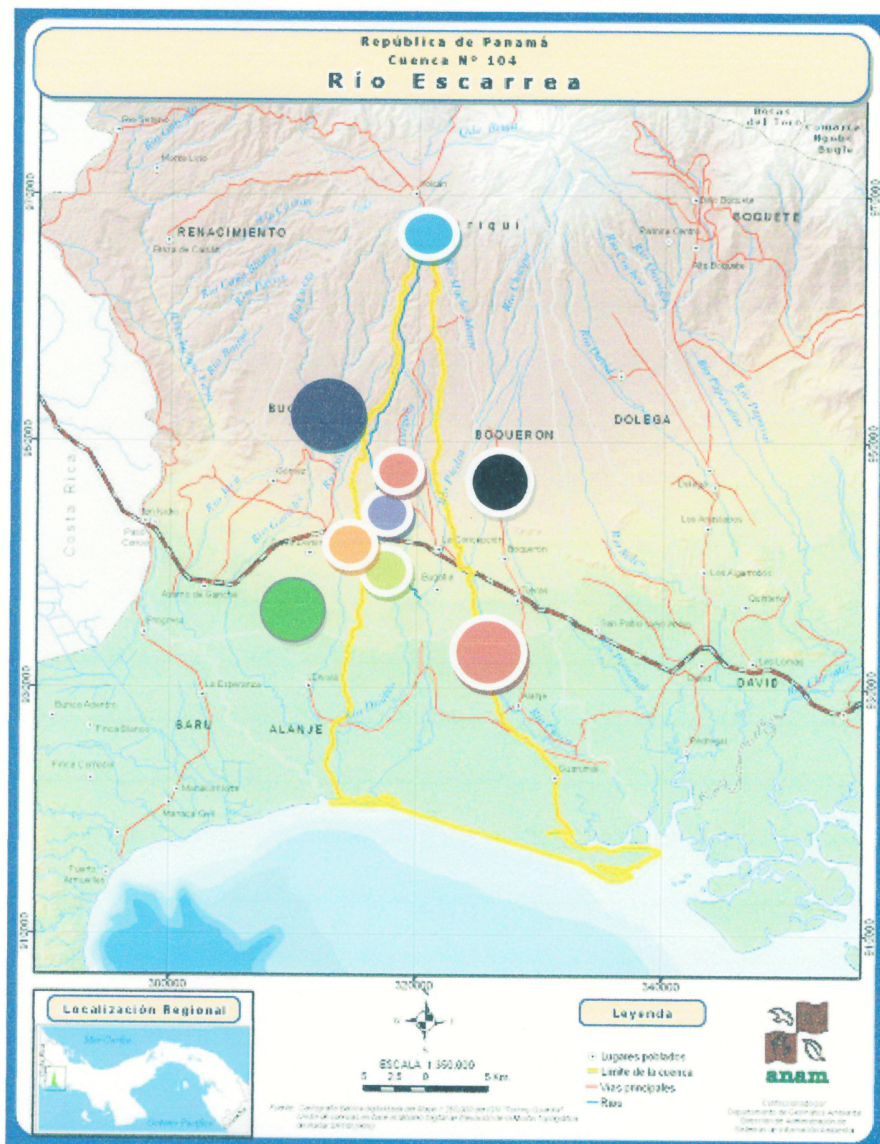
#### **(c) Clima tropical de montaña media y alta**

Este clima se extiende por arriba de los 1,600 m.s.n.m., temperaturas bajas en las noches, condición climatológica que reduce la capacidad de muchas plantas de tierras bajas de subsistir en este ambiente y que mantuvo por mucho tiempo controlado el avance de la colonización de este espacio por *Q. mexicanus*. Las lluvias son fuertes en la parte más baja y en las partes altas son frecuentes las lluvias de gotas finas llamadas “bajareques” que son típicas precipitaciones simultáneas con radiación solar activa.

#### **(d) Zonas de vida y eco-regiones**

En la provincia de Chiriquí, en las cuencas en estudio hay nueve de las doce zonas de vida reconocidas en el sistema de clasificación de Holdridge (1967) para Panamá: bosque pluvial montano (bp-M), bosque muy húmedo montano (bmh-M), bosque pluvial montano bajo (bp-MB), bosque muy húmedo montano bajo (bmh-MB), bosque húmedo montano bajo (bh-MB), bosque pluvial premontano (bp-P), bosque

muy húmedo premontano (bmh-P), bosque muy húmedo tropical (bmh-T) y bosque húmedo tropical (bh-T), y una zona de vida no indicada en el trabajo de Tosi (1971) pero que ha sido recientemente confirmada por literatura, la de páramo pluvial subalpino (pp-S).



**Fig. 4.** Mapa de la región de Chiriquí donde se localizan las cuencas de los ríos Chiriquí Viejo y Escárrea. Se indica encerrada en amarillo la cuenca del río Escárrea. La cuenca inmediatamente a la izquierda es la cuenca del río Chiriquí Viejo, y la inmediatamente a la derecha es la del Río Chico. Las capturas se realizaron en los sectores de La Concepción, La Mata de Bugaba, Volcán - Cerro Punta, Bugabita – Santa Marta, Calvario – Sortová – Bongo, Boquerón – Río Chico, Aserrío – Las Azules, San Andrés – Caizán, Guarumal.



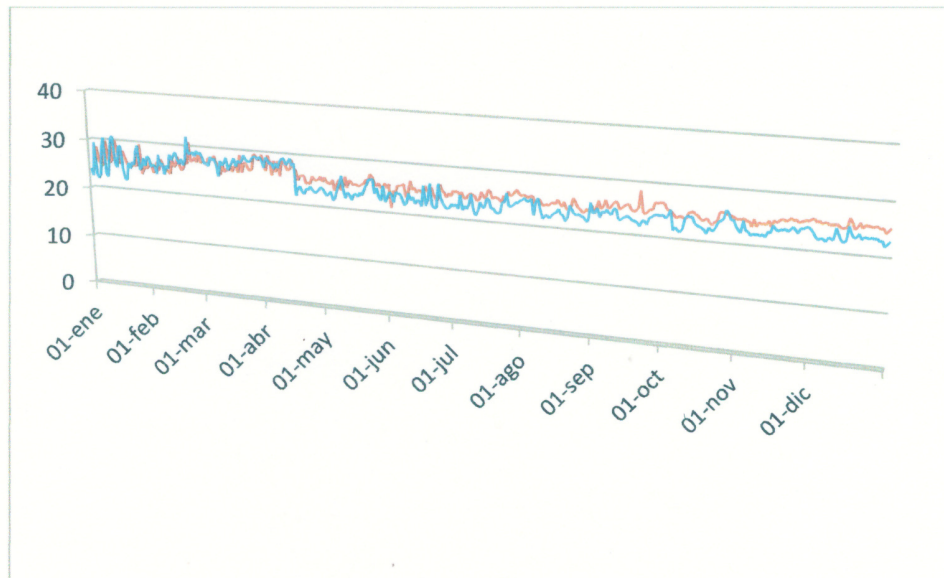
### **(e) Precipitaciones en la zona media y baja de las cuencas**

Además de la información del cuadro anterior, se llevaron registros de la precipitación con un pluviómetro en pulgadas modelo y marca The Weather Chanel que se ubicó en el área central de La Concepción en el patio de la casa 4948, en la Avenida Primera Norte, en un sitio despejado. El pluviómetro se colocó por primera vez el día 1 de enero del año 2009. Los registros se recibían en pulgadas pero fueron transformados al sistema métrico en milímetros.

Para los registros de humedad, temperatura y nubosidad se utilizó un dispositivo marca The Weather Chanel©. Todos los registros se tomaron entre las 8:00 h y las 11:00 h para la elaboración de la gráfica de meteorología anual, pero la grafica de variaciones diarias se desarrolló con registros tomados en diferentes días dentro de un mismo periodo con suficiente regularidad para promediar los valores dentro de un intervalo de tiempo regular. Aunque los registros corresponden a diferentes fechas, se ordenaron por hora para graficar estas variaciones. En la gráfica, ver fig. 5, se observa como varía la temperatura a través del año 2010 con registros diarios. Durante la estación seca puede alcanzar hasta los 35°C en las horas del día y puede bajar hasta 20°C en horas de la noche. En la temporada lluviosa la temperatura oscila entre los 22°C y los 25°C en el día y puede bajar hasta los 18°C durante la noche.

La humedad relativa (ver Fig. 6), se presenta en una marca azul. En rojo se muestra el brillo solar en porcentaje de cielo descubierto. En los meses entre marzo y agosto, y entre septiembre y diciembre se identifica un tope en la marca roja, ejercido por el crecimiento de follaje sobre una zona del cielo visto por el sensor. Pero no se pudo corregir para no afectar otros registros.

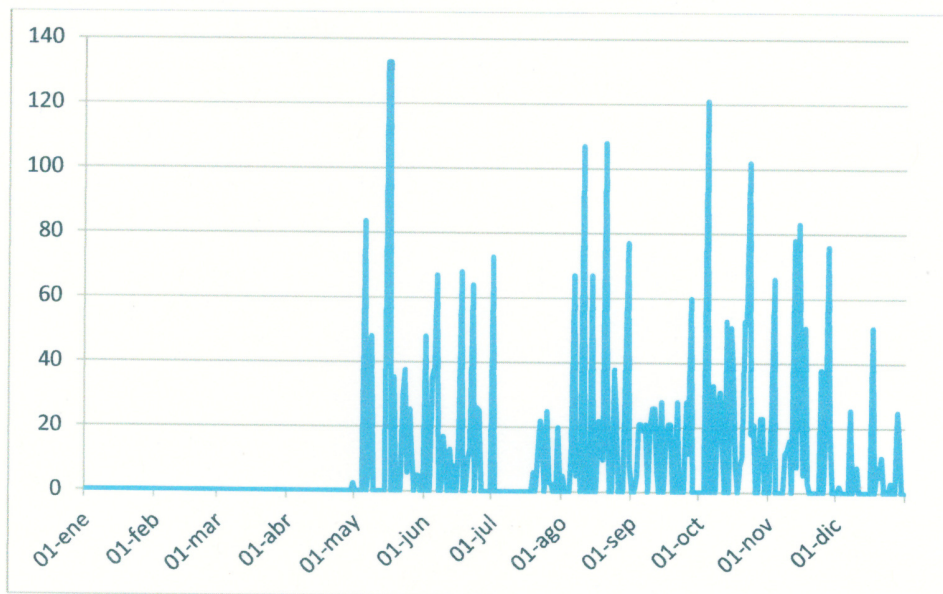
En la fig. 7 se muestran las variaciones en la precipitación en mm a través de un año con registros diarios. Se puede esperar que en los meses de la temporada lluviosa aumente la población de presas y por tanto el alimento para *Q. mexicanus* y otras especies, y es en esta época cuando se da el desarrollo de juveniles a adultos.



**Fig. 5.** Grafica de variaciones de temperatura durante un periodo del año 2010. Temperatura en el interior (en azul) y a la sombra en exterior (en rojo). Registros personales de R. A. Santanach.



**Fig. 6.** Grafica de variación de la humedad relativa (en azul) y radiación (en rojo) en el área de estudio durante el año 2010.



**Fig. 7.** Registros de precipitación a través del año 2010, en el área de estudio. En milímetros.

## REVISIÓN DE LITERATURA Y ANTECEDENTES

A pesar de ser tan comunes, y de la importancia que han cobrado los talingos con respecto a las poblaciones e intereses humanos (USGS Patuxent Wildlife Research Center 2002), son muy pocos los estudios realizados para conocer su biología, tanto a nivel internacional como a nivel de Panamá que, lógicamente, tiene sus condiciones particulares a tomar en consideración, dada la adaptabilidad de la especie a estas condiciones, como por la factibilidad de poner en práctica las propuestas de control. En México, Amparan Salido y Téllez López (2005), desarrollaron un trabajo que buscaba determinar la presencia de parásitos intestinales en algunas especies de aves, incluyendo a *Q. mexicanus*, con resultados que demostraban la presencia del acantocéfalo *Mediorhynchus* sp. localizado en el intestino grueso, cuya presencia no había sido registrada en el talingo en México, los céstodos *Raillietina tetragona* y *Amoebotaenia cuneata* encontrados en intestino delgado, no habían sido registrados en Passeriformes; los tremátodos *Conspicuum icteridorum* y *C. sp.*, localizados en intestino grueso, no habían sido encontrados en el intestino de las aves, sólo en órganos reproductores, hígado y vesícula biliar. Minott Picado & Caballero Castillo (2010) desarrollaron un estudio bastante completo en el Parque Cañas, en Costa Rica. Se determinó la presencia de céstodos, nemátodos, coccidios, acantocéfalos y *Salmonella enterica* en el intestino de un muestra considerable de talingos. Además, un grupo importante de organismos parásitos no ha sido objeto de estudios en su relación con *Q. mexicanus*, el orden Mallophaga. Los Mallophaga, muchos de ellos piojos de aves, son ectoparásitos, también, de algunos mamíferos. Son insectos

pequeños (0.5 a 1 mm), de cuerpo aplastado, despigmentado y peludo. La cabeza es gruesa y ancha, con ojos pequeños y sin ocelos. Las antenas son cortas, de 3 á 5 segmentos, lo que es utilizado para la identificación de las especies. El aparato bucal, de tipo masticador es muy desarrollado. Las patas son cortas, con tarsos de 1 á 2 segmentos. Pasan por tres estadios ninfales. El ciclo completo tarda alrededor de un mes, dependiendo de la especie. El orden se divide en tres subordenes: Rhynchophthirina, parásitos de los elefantes, que no se conocen en Panamá; Amblycera, con antenas de 4 á 5 segmentos, cortas y abrigadas; Ischnocera, con antenas largas, de 3 á 5 segmentos.

Es importante la categorización de la fauna parasitológica y la microbiota intestinal de *Q. mexicanus* a fin de determinar la posibilidad de que se convierta en vector de enfermedades de difícil control.

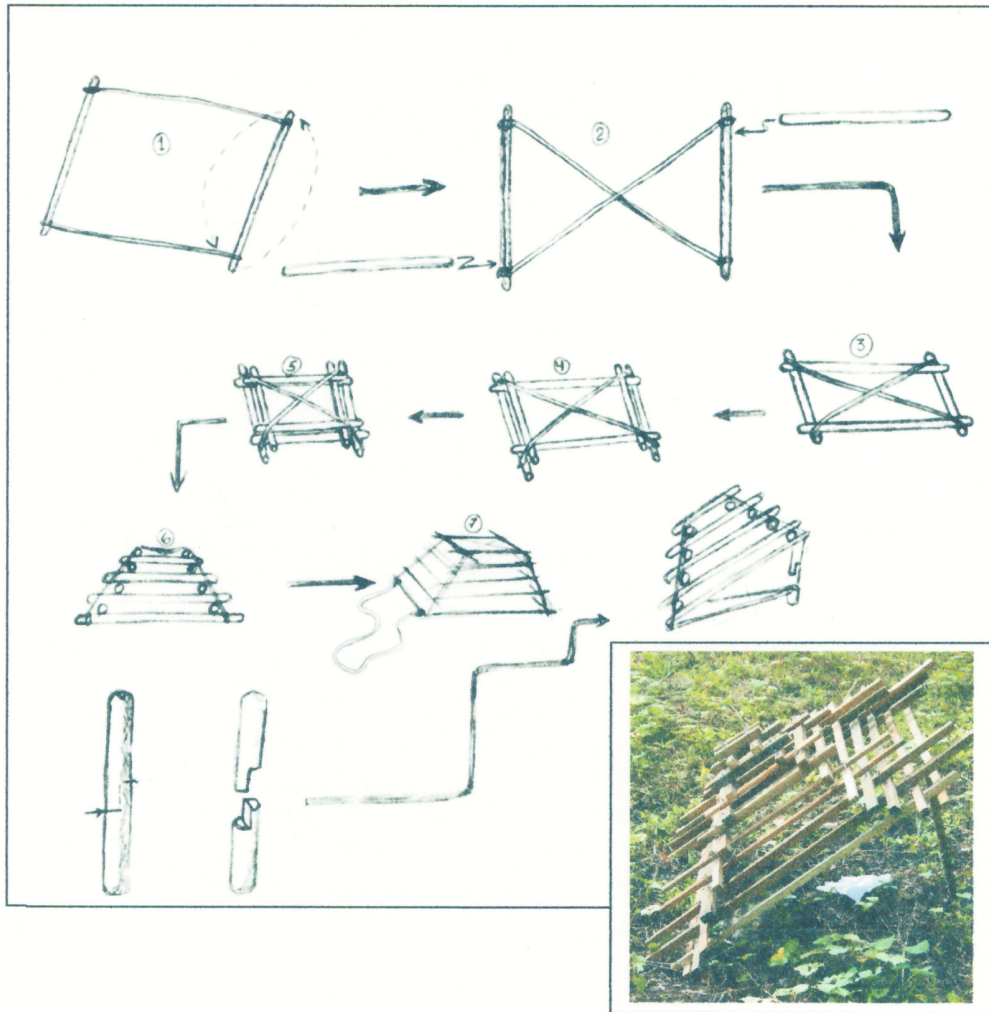
### **1. Hipótesis de trabajo**

Como ente biológico de amplia distribución y con una marcada tendencia sinantrópica, *Q. mexicanus* es hospedero de una notable diversidad de organismos parásitos de diferentes taxa, como son hongos, bacterias, protistas, nemátodos y ectoparásitos del Phylum Artrópoda, que pueden estar relacionados con infecciones humanas o de otros animales. Por tanto, las especies de bacterias, hongos o parásitos de diferentes tipos que se encuentran en esta especie pueden haber sido documentadas provocando patologías en humanos en las mismas áreas de distribución de *Q. mexicanus*.

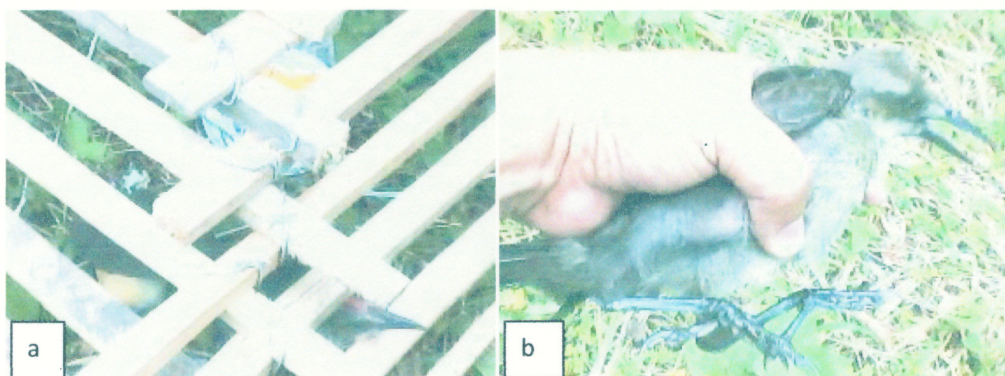
## MATERIALES Y MÉTODO

### 1. Captura de individuos para extracción de muestras

La captura de los individuos de *Q. mexicanus* se realizó de diferentes formas. El principal criterio para utilizar animales capturados de una u otra forma fue que el espécimen mantuviera la integridad anatómica, esto es, no se contaminara la muestra a obtener para ser procesada. Un dispositivo muy utilizado por los cazadores de aves, para la captura, es el llamado Tapón, el cual consiste de una caja de varillas de madera sostenidas por una cuerda, esta caja se soporta invertida sobre una toconcito de madera cortado a la mitad y tensando un par de líneas que se sujetan a la caja (ver Fig. 8). Cuando el ave entra por la comida que previamente se le ha colocado en la trampa, toca los hilos tensores, desvía el toconcito y éste, al caer, deja caer también la caja sobre la presa. La carnada variaba de acuerdo con las condiciones, pero usualmente servía una combinación de carne y arroz, que resulta de muy cómodo presupuesto y tiene los componentes que el ave busca, proteínas, grasas y carbohidratos. Un diagrama de la construcción y colocación se muestra en la fig. 8. Los especímenes capturados (ver Fig. 9) son, entonces, sometidos al procedimiento de registro descrito más adelante. Este método tiene algunas ventajas sobre otros por el hecho de que la mayor parte del tiempo mantiene al sujeto de captura en un nivel de bajo estrés, no lastima físicamente al individuo, es de bajo costo, es ambientalmente amigable, puede fabricarse incluso con los materiales accesibles en el lugar, etc.



**Fig. 8.** Procedimiento de construcción de las trampas, a la derecha se muestra una de las trampas, ya instalada. <sup>1</sup>Dos varillas se amarran por los extremos una a la otra. <sup>2</sup>Se giran para cruzar las líneas de las cuerdas. <sup>3</sup>Se inserta una varilla a cada lado formando un cuadrado con las varillas. <sup>4, 5 y 6</sup>Se repite hasta formar una especie de pirámide. <sup>7</sup>Se amarra una cuerda en las esquinas de uno de los lados. Luego se tensa con la base del tocón de madera y el tocón se usa para sostener la caja.



**Fig. 9.** A la izquierda (a), en la esquina inferior derecha un juvenil recién capturado. A la derecha (b) el individuo luego de extraerse de la trampa.

Algunas veces los especímenes fueron capturados utilizando armas de fuego, estos animales solamente se incluyeron en el proceso si las heridas eran en lugares que no afectaran las mediciones morfológicas o que no contaminaran el contenido intestinal o el cráneo. No se procesaron animales envenenados, atropellados o con más de dos horas de evolución *post mortem*. Esto para evitar la muerte y descomposición de los parásitos.

## 2. Especímenes de trabajo

Se trabajaron especímenes adultos y juveniles de *Q. mexicanus*. Los talingos tienen la coloración de adultos luego de los primeros seis meses de vida. Las hembras son café marrón claro. Los machos miden hasta 43 cm de longitud (con una cola que es casi tan larga que el cuerpo), pesan 230 g, y son negros con un lustre iridiscente. Las hembras son más pequeñas; miden hasta 33 cm de longitud, pesan 125 g, y son marrones. Su canto es una mezcla de sonidos fuertes y estridentes. *Q. mexicanus* es un Passeriformes grande que pertenece a la familia de los Emberizidae, subfamilia



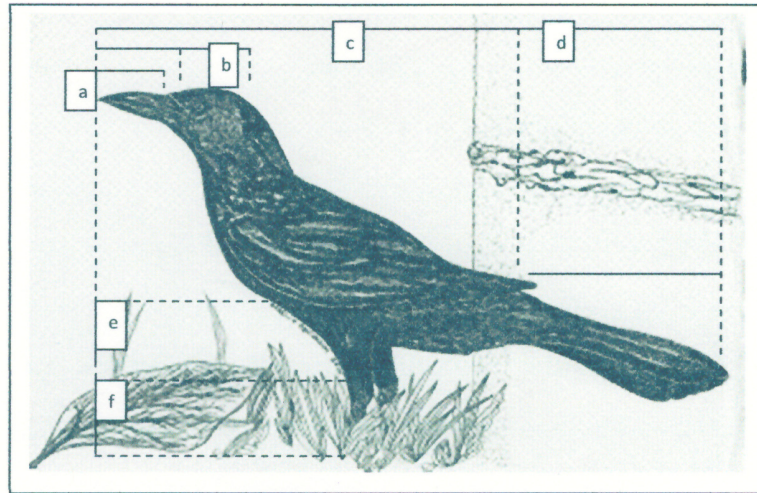
Icterinae. El registro de las capturas fue como sigue: 25 hembras, 20 machos. En el sector de La Concepción se atraparon 5 especímenes, 4 en La Mata de Bugaba, 5 en el sector de Volcán – Cerro Punta, 7 en el sector Bugabita – Santa Marta, 4 en el sector El Calvario – Sortová – Bongo, 7 en el sector Boquerón – Río Chico, 6 en Aserrío – Las Azules, 5 en San Andrés – Caizán, 2 en Guarumal.

### **3. Morfometría**

Los especímenes capturados fueron numerados y rotulados con la siguiente información: peso en gramos del individuo íntegro tal como se encuentra. Longitud total desde el extremo del pico hasta el extremo de la cola en posición de reposo. Longitud del pico desde la punta del pico hasta la base del pico, longitud del humero, longitud del fémur, longitud del tibiotarso, longitud del tarso metatarso, longitud de la cola desde la base del pigóstilo hasta el extremo distal de la timonera más larga, longitud total del espécimen, longitud de la cabeza.

#### **(a) Estadística Morfométrica**

Los especímenes capturados fueron pesados en una balanza granataria de dos platos con sensibilidad de una décima de gramo. Las medidas de longitud del cuerpo se tomaron como sigue:



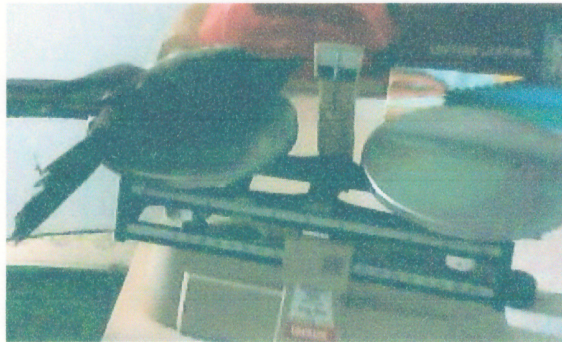
**Fig. 10.** Rasgos morfométricos mas notables que fueron registrados para cada espécimen. La medición se aplicó a hembras y machos, aunque el dibujo es de un macho adulto. Dibujo por R. A. Santanach a partir de una foto del individuo vivo por R. A. Santanach.

**Pico:** Se considera la longitud del pico a la medida desde el extremo distal de éste hasta la base, en la parte proximal (Fig. 10 a).

- **Cabeza:** Desde el extremo distal del pico hasta la base del cráneo en la articulación atlanto – craneal (Fig. 10 b).
- **Húmero:** desde la base del ala hasta la primera articulación (húmero – radial)
- **Cuerpo:** Desde el extremo distal del pico hasta el extremo distal de la timonera mas larga (Fig. 10 c +d).
- **Cola:** Desde la base del pigidio, en articulación con el sinsacro hasta el extremo distal de la timonera más larga (Fig 10 d).
- **Tibio – tarso:** desde la articulación femoro-tibial hasta la articulación tibiotarso – tarsometatarsiana (Fig. 10 e).

- Tarso – metatarso: Desde la articulación tibiotarso – tarsometatarsiana hasta la articulación tarsometatarso – falangiana (Fig. 10 f).

Los datos obtenidos de las mediciones fueron procesados utilizando el programa STATISTIX©.



**Fig. 11.** Los especímenes fueron pesados al inicio del proceso de cada uno de ellos. Foto por Digna De Santanach.

#### **4. Determinación de ectoparásitos (Orden Mallophaga)**

La constitución de Mallophaga los hace muy difíciles de manejar. Por ello se utilizó un método de lavado que nos pareció efectivo en el control de las plumas y que podría mantenerlos preservados, si no se podía hacer la revisión de inmediato por la prioridad de los análisis de sangre y heces para microbiología y endoparasitología.

Los parásitos externos se extrajeron mediante el desplumado y lavado en alcohol etílico al 95 %. Se sumergía el espécimen recién sacrificado en una bolsa con etanol 95 % y luego de empapado en el etanol, se procedió a retirar las plumas sin sacar el ave de la bolsa para que todos los parásitos permanecieran en las plumas o el alcohol. Luego se retiraban las plumas, una por una, escurriéndolas dentro de la bolsa para

dejar en el preservante los parásitos que pudiese haber en el exterior del individuo. El líquido con las muestras de ectoparásitos se pasó luego a un envase rotulado para realizar el filtrado e identificación. El envase se dejó abierto y cubierto con una doble capa de gasa para permitir la evaporación del alcohol hasta que la cantidad de líquido fuera de cerca de 50 mL, a fin de concentrar los especímenes para su determinación. Los especímenes fueron fotografiados y dibujados simultáneamente y reservados para su preservación y registro en el Museo De Peces de Agua Dulce e Invertebrados de La Escuela de Biología de La Universidad Autónoma de Chiriquí.

### 5. Necropsia

El espécimen ya desplumado fue clavado en posición supina en una bandeja de disección y se procedió a prepararlo para la disección *post mortem*. La superficie de la piel se lavó con alcohol. Luego se lavó nuevamente con jabón yodado como antiséptico y luego se desinfectó con alcohol al 70 %. Se dejó secar.



**Fig. 12.** Necropsia de uno de los especímenes juveniles para la detección de parásitos en la cavidad peritoneal, hígado, bazo, pulmones, sacos aéreos, corazón y siringe.

Antes de iniciar la operación, se llevaba a cabo un lavado de manos quirúrgico a fin de evitar la contaminación de la muestra con bacterias que no pertenecieran a la anatomía del espécimen.

Toda la operación se realizó utilizando guantes quirúrgicos y en un campo estéril, el cual se preparaba en el mismo lugar de captura si era necesario, con ayuda de las cubiertas interiores de los empaques de los guantes (Fig. 12).

El corte inicial se hizo partiendo del extremo anterior de la quilla esternal y cortando hacia el extremo posterior en línea recta. Se separó la inserción de los pectorales izquierdos y se procedió a cortar a lo largo de la base de la quilla. Luego se abrió con los dedos la caja torácica para dejar expuesta la cavidad. Posteriormente se continuó el corte hasta el extremo posterior de la región ventral. Ya con la cavidad abdominal expuesta, se extrajo una muestra de sangre ventricular izquierda para el análisis al microscopio. Una muestra se analizó directamente en un frotis delgado sin tinción, la otra muestra se observó luego de una tinción con Giemsa, también se extrajo el intestino, del cual se tomó una muestra para el análisis bacteriológico con una jeringuilla estéril sin aguja. En cada espécimen se exploraba la cavidad peritoneal en busca de adultos de parásitos.

## **6. Extracción y siembra de muestras para bacteriología y micología**

### **(a) Bacteriología**

Las muestras de contenido intestinal se disolvieron en agua peptonada directamente y se incubaron por 4 horas. Luego se inocularon en caldo de enriquecimiento Rapaport-Vasiliadis, se hicieron diluciones seriadas con base en diez y se sembraron en láminas

de Petrifilm© según el procedimiento estándar de la 3M©. Una muestra, además, se sembró en medio Triple azúcar e hierro (TSI) y caldo de urea (CU). Aquellas que dieron respuesta negativa a Hidrólisis de Urea y K/A,G,H<sub>2</sub>S en TSI se asumieron como positivas para *Salmonella enterica*. Se colocaron en la incubadora por 24 horas y se contó el total de las colonias marcadas por la coloración roja característica de las coliformes en Petrifilm. Luego se volvieron a la incubadora por 24 horas más, para identificar las coliformes heterofermentativas (fecales), las cuales producen gas dentro de ese periodo de un día adicional. El número de heterofermentativas se restó del valor inicial para conocer la proporción de coliformes sobrevivientes en el intestino del individuo muestreado (American Public Health Association 1976, Bradshaw 1973).

#### **(b) Micología**

Las muestras utilizadas para la determinación de la presencia de hongos consistieron de una porción de heces de aproximadamente 0.25 a 0.50 gramos. Esta muestra se disolvió en 5 mL de caldo nutritivo y se homogeneizó para transportarlo hasta el laboratorio. Ya en el laboratorio, con ayuda de un asa bacteriológica, se sembró por rayado de superficie en dos diferentes medios: un plato con agar papa dextrosa + cloramfenicol + cicloheximida y otro plato con agar papa dextrosa + cloramfenicol sin cicloheximida.

Estos platos se aseguraban sellando el borde del plato con cinta aislante y se colocaban en un anaquel a temperatura ambiente por dos a ocho semanas. Si había crecimiento, se procedía a preparar las placas para la identificación. Para esto se tomó una muestra del micelio con una cinta adhesiva marca 3M© y se colocaba en un portaobjetos, tiñéndolo con colorante azul de lactofenol. Las muestras observadas

fueron fotografiadas y dibujadas a escala, a fin de asegurar el registro para la identificación.

#### **7. Extracción y preservación de muestras para endo-parasitología**

La extracción de las muestras para el análisis parasitológico se llevó a cabo según el procedimiento descrito a continuación:

Se cortó el intestino desde el esfínter pilórico hasta el esfínter anal. Luego se separaron el intestino delgado y el intestino grueso, a fin de identificar una posible regionalización de la distribución de los parásitos encontrados. Se tomó una muestra de cerca de 0.25 ml del contenido intestinal para analizar directo en un portabjetos al microscopio, a cien aumentos y a cuatrocientos aumentos. Las mediciones de las dimensiones de los huevos o quistes se hicieron por transformación utilizando la relación de número de pixeles equivalentes a distancia en micrómetros en una fotografía digital, con referencia en el diámetro del campo indicado por un micrómetro de referencia en el ocular o con una imagen de tamaño conocida. El contenido de cada segmento del tubo digestivo se vertió en un frasco con solución MIF (Mertiolato – Iodo –Formalina), para sellarlo y rotularlo con la fecha, hora, número de muestra y la localización, así como una marca que lo identificaba como adulto hembra, macho o juvenil. Luego se almacenó en una nevera para ser transportado al laboratorio. La nevera se mantenía a 20 °C a 24 °C.

Cada muestra se concentró utilizando el método de centrifugación de Faust (Merck 1990), con una solución de sulfato de zinc de densidad 1,2. Para prepararla, se disolvieron 332 g de sulfato de zinc heptahidratado USP granular en 1000 mL de

agua, se ajustaba la densidad y se filtraba con papel Wattman. Esta solución destruye los trofozoítos pero mantiene los huevos y quistes por una hora aproximadamente.

La suspensión se preparó disolviendo un gramo de la muestra en 10 mL de agua tibia. Las partículas gruesas se separaban y se eliminó con la ayuda de un palillo. La solución se centrifugaba a 2300 rpm durante un minuto. Se descartó el sobrenadante, se añadió agua corriente hasta un centímetro cerca del borde y se centrifugó nuevamente, se descartó el sobrenadante otra vez. Luego de eliminar este último sobrenadante, se añadió otra vez el sulfato de zinc de densidad 1.2, se suspendió para volver a centrifugar. Luego se colocó en una gradilla y se añadió sulfato de zinc hasta el borde del tubo. Se colocó un cubre objetos sobre el borde del tubo, tocando la superficie del líquido y se dejó reposar por 10 minutos. Luego se retiró el cubreobjetos y se colocó sobre el portaobjetos con una gota de solución de Lugol, para observar al microscopio. Cada observación se registró con una cámara fotográfica digital de 1.2 megapíxeles de resolución, o con una cámara digital de diez megapíxeles de resolución. Se tomaron las medidas de diámetro y longitud del organismo observado y de estructuras anatómicas de valor sistemático.



## RESULTADOS

### 1. Morfometría

El peso de los machos fue de  $214.9 \text{ g} \pm 14.9 \text{ g}$ , el menos pesado con 198.2 g y el más pesado con 245 g. El peso de las hembras fue de  $144.0 \text{ g} \pm 30.8 \text{ g}$  y el individuo menos pesado tenía 97.7 g y el más pesado 216 g. Con una altamente significativa diferencia entre los sexos (sig. \*\*) ( $gl=1 / gl=40 / F=182.407 / sig=0.00$ ). (ANOVA).

La longitud del pico de los machos fue de  $41.7 \pm 2.5 \text{ mm}$ , el más corto con 38 mm y el más largo con 46.2 mm. En hembras, por otro lado, la longitud promedio del pico fue de  $31.8 \pm 4.1 \text{ mm}$ , con un mínimo de 22.7 mm y un máximo de 43.3 mm. (sig.\*\*)  
(ANOVA).

La longitud promedio de la cabeza de los machos fue de  $73.7 \pm 4.3 \text{ mm}$ , el mínimo fue de 67.5 mm y el máximo fue de 79.9 mm. En el caso de las hembras, la longitud total de la cabeza fue de  $65.5 \pm 4.4 \text{ mm}$  con un mínimo de 59.7 mm y un máximo de 80.1 mm. (sig. \*\*) (ANOVA).

El húmero de los machos midió  $52.99 \pm 3.9 \text{ mm}$ , con un mínimo de 48.8 mm y un máximo de 59.9 mm. El humero de las hembras midió  $45 \pm 5.0 \text{ mm}$ , con un mínimo de 38 mm y un máximo de 56.8 mm. (sig. \*\*) (ANOVA).

El fémur de los machos resultó en  $51.9 \pm 2.4$  mm, con un mínimo de 48.3 mm y un máximo de 55.6 mm. En las hembras, por otro lado, el fémur midió  $45.7 \pm 6.97$  mm, con un mínimo de 31 mm y un máximo de 66 mm. (sig. \*\*) (ANOVA).

El tibio tarso de los machos midió  $78.2 \pm 2.6$  mm con un mínimo de 73.4 mm y un máximo de 82.4 mm. En las hembras midió  $65.3 \pm 6.9$  mm, con un mínimo de 49.5 mm y un máximo de 79 mm. (sig. \*\*) (ANOVA).

El tarso-metatarso de los machos midió  $60.9 \pm 1.8$  mm, con un mínimo de 57.5 mm y un máximo de 65.4 mm. El tarso-metatarso de las hembras, por su parte, midió  $48.6 \pm 8.3$  mm, con un mínimo de 33.7 mm y un máximo de 65 mm. (sig. \*\*) (ANOVA).

La cola de los machos midió  $191.8 \pm 27.5$  mm, con un mínimo de 128 mm y un máximo de 224 mm. En las hembras, la cola tuvo una longitud de  $140.3 \pm 21.9$  mm, con un mínimo de 112 mm y un máximo de 204 mm. (sig. \*\*) (ANOVA).

La longitud total del cuerpo y cola en los machos fue de  $356.1 \pm 55.8$  mm, con un mínimo de 245 mm y un máximo de 430 mm. En hembras, el promedio de la longitud total del cuerpo y cola fue de  $319.7 \pm 31.9$  mm, con un mínimo de 245.8 mm y un máximo de 391 mm. (sig. \*\*) (ANOVA).

Cuadro. I. Resultados del análisis de parasitología de hembras y machos de *Q. mexicanus*.

PRESENCIA DE PARÁSITOS INTESTINALES, HEMÁTICOS Y TISULARES EN																	
<i>Q. mexicanus</i> HEMBRAS Y MACHOS Y RESUMEN DE POLIPARASITISMO																	
NÚMERO	QUISTES EN CEREBRO	FILARIAS INDIVIDUOS POR CAMPO	ACANTOCEFALOS	TENIAS	ACARIDOS	ALGUNA FASE ISÓSPORA	Mallophaga	POLIPARASITISMO INTESTINAL	NÚMERO	QUISTES EN CEREBRO	FILARIAS INDIVIDUOS POR CAMPO	ACANTOCEFALOS	TENIAS	ACÁRIDOS	ALGUNA FASE ISÓSPORA	Mallophaga	POLIPARASITISMO INTESTINAL
1	0	0	0	1	0	3	3	2	1	0	0	2	0	3	0	3	2
2	0	0	3	0	3	3	3	3	2	0	0	2	2	0	0	4	2
3	0	0	2	1	0	4	2	3	3	0	0	0	0	2	0	4	1
4	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	1	0	0	2	2	2
5	6	2	1	1	0	0	6	2	5	0	0	2	0	1	3	3	3
6	0	0	2	1	0	0	2	2	6	0	0	0	0	0	0	0	0
7	0	0	0	0	0	0	0	0	7	0	0	1	0	2	0	6	2
8	0	0	1	1	0	0	0	2	8	0	2	0	0	0	0	2	0
9	0	0	1	0	2	0	2	2	9	0	0	1	0	0	0	0	1
10	0	0	0	0	0	0	0	0	10	15	0	1	1	4	0	10	3
11	3	0	2	0	0	0	3	1	11	12	2	3	0	0	0	6	1
12	0	0	2	0	0	0	3	1	12	0	0	3	3	2	0	2	3
13	0	0	2	1	0	0	2	2	13	8	0	0	0	1	0	0	1
14	0	0	0	0	0	0	0	0	14	2	3	2	1	0	0	6	2
15	7	0	2	2	0	0	4	2	15	2	2	0	1	1	0	6	2
16	0	2	2	2	1	0	2	3	16	0	2	2	1	0	2	3	3
17	0	0	7	0	0	0	6	1	17	0	0	1	0	0	0	5	1
18	0	0	0	0	0	0	0	0	18	5	0	2	1	0	0	3	2
19	0	60	0	0	0	0	10	0	19	0	0	2	1	0	1	2	3
20	0	0	12	3	0	0	5	2	20	0	0	0	1	2	0	3	2
									21	0	0	0	0	0	6	3	1
									22	0	0	1	0	0	0	2	1
									23	0	0	0	0	0	0	3	0
									24	0	0	0	1	0	0	2	1
									25	0	6	3	1	2	0	0	3

Se muestran los resultados del análisis parasitológico de *Q. mexicanus* durante el estudio. El 30 % de los machos y el 12 % de las hembras no presentaron ningún parásito, mientras que el 15 % de los machos y el 32 % de las hembras presentaron al menos un tipo de parásito. El 40 % de los machos y el 32% de las hembras presentaron al menos dos tipos de parásitos intestinales simultáneamente y el 15 % de los machos y el 24 % de las hembras presentaron hasta tres tipos de parásitos intestinales simultáneamente.

## **2. Determinación de ectoparásitos**

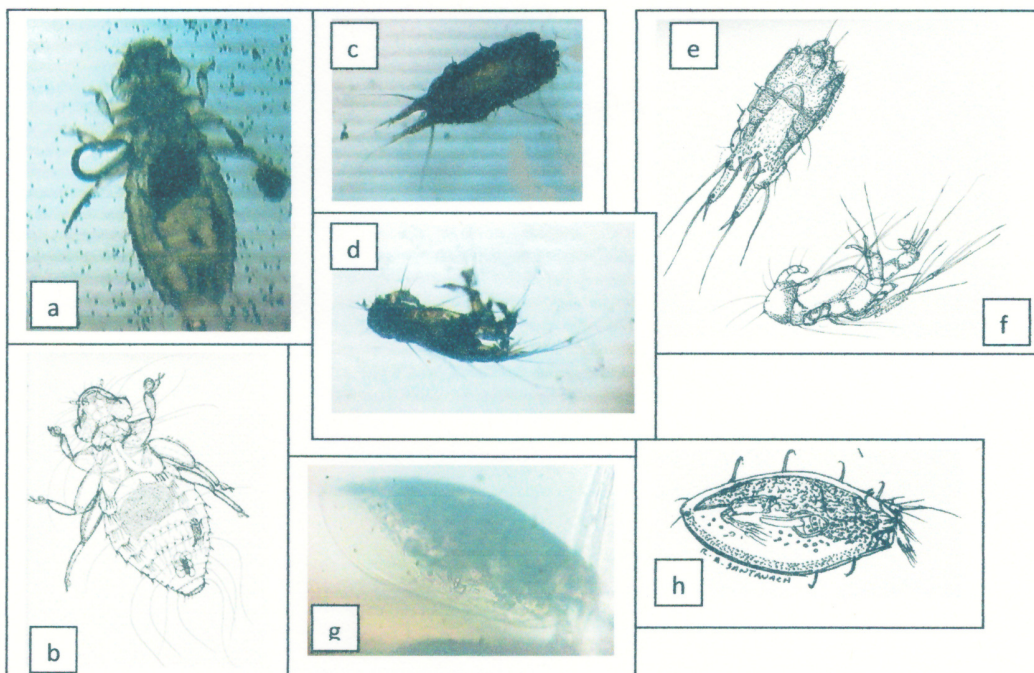
### **(a) Mallophaga**

En el grupo de especímenes capturados y analizados se determinó la presencia de Mallophaga en un promedio de tres por individuo ( $2.96 \pm 2.45$ ) con un máximo de 10 Mallophaga por individuo y algunos talingos sin piojos. Además, se encontraron una gran cantidad de especímenes en estadios tempranos como huevos y ninfas en diversos estados de madurez (ver Fig. 13). Tal como las cantidades descritas en el cuadro 2, que solamente considera los individuos adultos. Los estadios tempranos, sin embargo, son considerados para ilustración del ciclo de desarrollo (Fig. 13).

Cuadro 2. Estadística descriptiva de los resultados de la recuperación de malófagos de *Q. mexicanus* en este estudio.

<b>MALOFAGA</b>	
<b>Media</b>	2.95555556
<b>Error típico</b>	0.36508689
<b>Mediana</b>	3
<b>Moda</b>	3
<b>Desviación estándar</b>	2.44907734
<b>Varianza de la muestra</b>	5.9979798
<b>Curtosis</b>	1.31053407
<b>Coefficiente de asimetría</b>	1.00579577
<b>Rango</b>	10
<b>Mínimo</b>	0
<b>Máximo</b>	10
<b>Suma</b>	133
<b>Cuenta</b>	45
<b>Nivel de confianza(95.0%)</b>	0.73578428

El promedio parásitos por ave estuvo cerca de tres. Pero pueden encontrarse hasta diez.



**Fig. 13.** Diferentes fases de desarrollo de Mallophaga encontradas en el plumaje de *Q. mexicanus*. (a) un piojo adulto, (b) un dibujo de un adulto para resaltar detalles, (c y d) dos estadios ninfales muy tempranos, (e y f) dibujos de estos estadios ninfales para resaltar detalles, (g) un huevo adherido a una pluma, (h) un dibujo de éste huevo para resaltar los detalles. Fotos y por dibujos por R. A. Santanach.

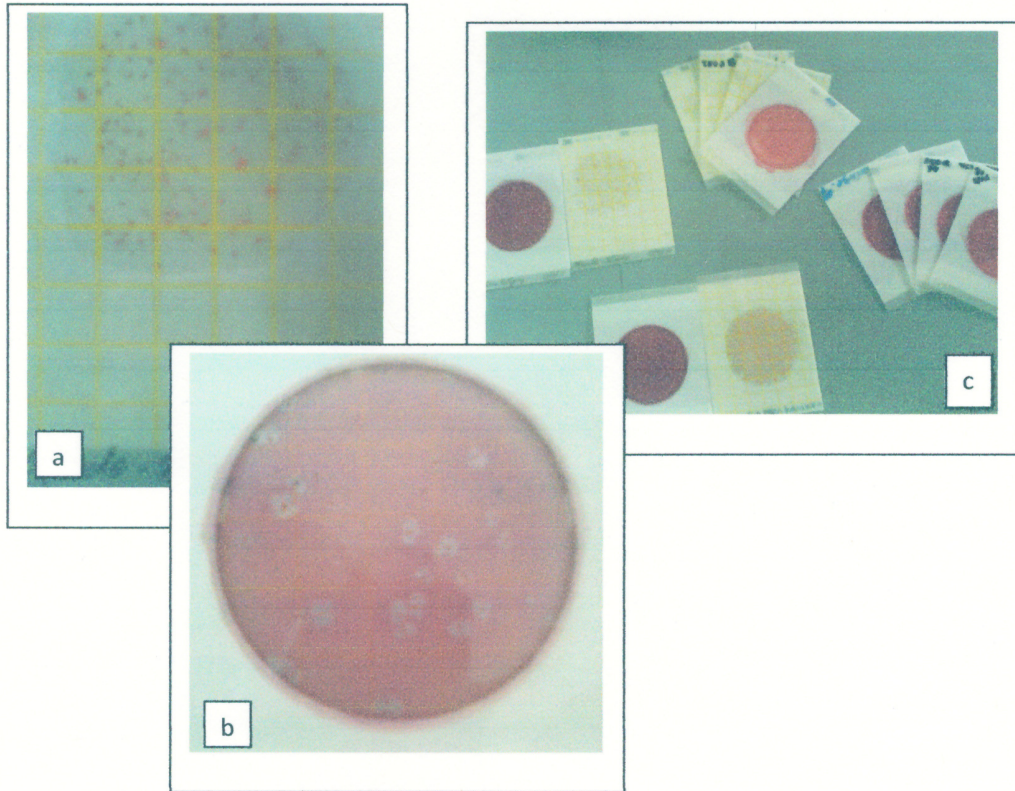
### 3. Bacterias y hongos

#### (a) Bacterias Intestinales

En los cuadros descriptivos se muestran los resultados de la inoculación de las diluciones de 1:1000 del caldo enriquecido del contenido intestinal. Las coliformes totales resultaron en un crecimiento promedio de  $1.55 \cdot 10^5$  UFC/mL (ds =  $2.1 \cdot 10^4$  UFC/mL) mL de muestra. De entre ellas, coliformes heterofermentativas se encontraron en un promedio de  $1.9 \cdot 10^4$  UFC/mL (ds =  $2.6 \cdot 10^3$  UFC/mL) de muestra (Fig.14). El valor de coliformes fecales resultó en  $3.7 \cdot 10^4$  UFC/mL ( $1.2 \cdot 10^4$  UFC/mL) de muestra y los mesófilos aeróbicos en  $1.6 \cdot 10^5$  UFC/mL ( $1.6 \cdot 10^4$  UFC/mL) de intestinal. Los valores tienen con un rango de confianza del 95 %, n = 5.

Cuadro 3. Resumen descriptivo de los resultados de los análisis bacteriológicos del contenido intestinal de *Q. mexicanus*.

<b>COLIFORMES TOTALES</b>		<b>COLIFORMES HETEROFERMENTATIVAS</b>	
Media	155400	Media	19000
Error típico	9266.067127	Error típico	1140.17543
Mediana	160000	Mediana	18000
Moda	#N/A	Moda	17000
Desviación estándar	20719.55598	Desviación estándar	2549.50976
Varianza de la muestra	429300000	Varianza de la muestra	6500000
Curtosis	-0.52532334	Curtosis	0.57988166
Coefficiente de asimetría	0.035368561	Coefficiente de asimetría	1.20686852
Rango	54000	Rango	6000
Mínimo	129000	Mínimo	17000
Máximo	183000	Máximo	23000
Suma	777000	Suma	95000
Cuenta	5	Cuenta	5
Confianza (95.0 %)	25726.72672	Confianza (95.0 %)	3165.63448
<b>COLIFORMES FECALES</b>		<b>MESOFILOS AEROBIOS</b>	
Media	37200	Media	163400
Error típico	5453.439282	Error típico	7032.78039
Mediana	36000	Mediana	162000
Moda	#N/A	Moda	#N/A
Desviación estándar	12194.26095	Desviación estándar	15725.775
Varianza de la muestra	148700000	Varianza de la muestra	247300000
Curtosis	-1.09807527	Curtosis	1.88307396
Coefficiente de asimetría	0.12226418	Coefficiente de asimetría	0.49462788
Rango	31000	Rango	44000
Mínimo	22000	Mínimo	143000
Máximo	53000	Máximo	187000
Suma	186000	Suma	817000
Cuenta	5	Cuenta	5
Confianza (95.0 %)	15141.1748	Confianza (95.0 %)	19526.1287

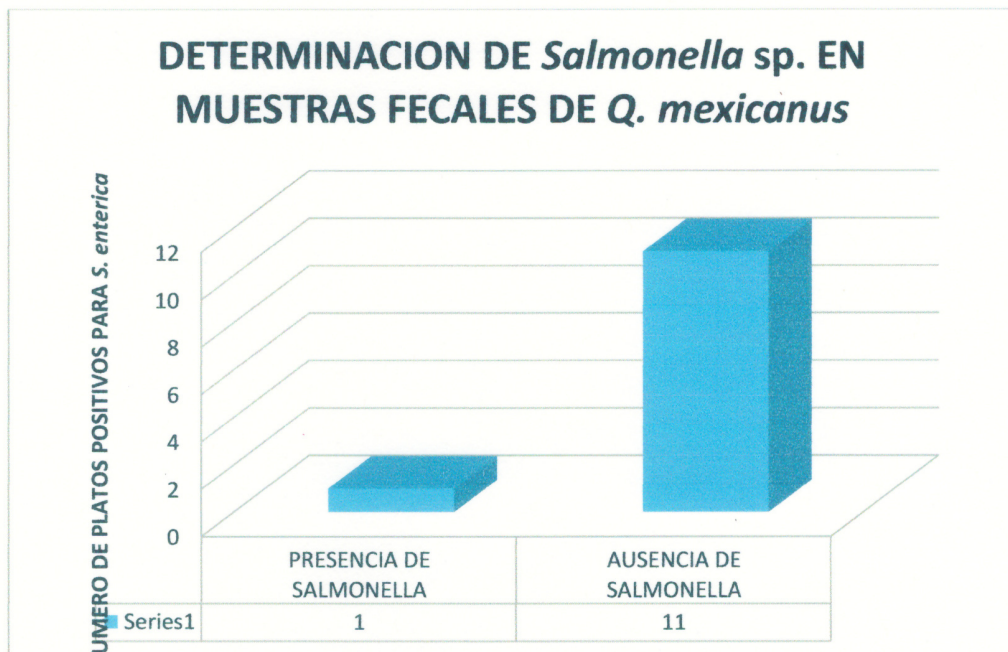


**Fig. 14.** Fotografías de algunos de los cultivos cuantitativos de bacterias de las muestras enriquecidas para coliformes y relacionadas, en medios de Petrifilm©. Estos cultivos se realizan para determinar el estado de salud de la ecología intestinal de los especímenes. (a), la prueba para mesófilos aerobios, (b), Coliformes y heterofermentativas, (c), vista en conjunto de algunas de las láminas de prueba. Fotos R. A. Santanach.



**(b) *Salmonella enterica***

El 8% de las muestras resultaron positivas para *Salmonella* sp. tal como se muestra en la gráfica de la fig. 15.



**Fig. 15.** Resultados de las pruebas para la presencia de *Salmonella* entérica en el contenido intestinal de *Q. mexicanus*.

**(c) Cultivo e identificación de hongos**

El cultivo del contenido intestinal en medios especiales para hongos resultó en el crecimiento de hongos del grupo de los *Penicillium* y *Mucorales*. Estos dos hongos se determinaron en todos los platos en los que se sembraron las muestras en cuestión. No se detectó el crecimiento de otros grupos de hongos en el periodo de observación

establecido de seis semanas según las indicaciones de (Rubio et. al. 2001). No se hicieron las identificaciones de las especies de *Penicillium* ni de los *Mucorales* encontrados por carecer de los recursos necesarios para la identificación a nivel de especie. Se encontraron, además, esporas de *Alternaria sp.*, de *Curvularia sp.* y de hongos *Xilariales*, todas ellas fácilmente identificables.

#### **4. Determinación de filarioides en sangre**

En el cuadro número 4 se muestran los resultados de las observaciones de frotis de sangre de los especímenes de *Q. mexicanus* y la determinación de la presencia de filarias en sangre. No se identificaron las especies de filarioides, pero su presencia se confirmó en un promedio de  $1.8 \pm 8.9$  filarioides por ave, con un máximo de 60 filarioides por campo en uno de los casos y muchos especímenes con cero filarioides por campo. La presencia de filarioides se detectó en nueve de 45 especímenes analizados (20 %). Las características variaban desde aquellas de apenas 124  $\mu\text{m}$  de largo que se agregaban en grupos de siete u ocho o aquellas de mayor tamaño (ap. 400  $\mu\text{m}$ ) y que se encontraban aisladas en cada campo. El total de individuos contados llegó a 81. No se hizo la identificación específica, en este estudio, de las especies de filarioides.

Cuadro 4. Resumen descriptivo de los resultados del análisis de sangre para determinar la presencia de filarias en *Q. mexicanus*

<b>FILARIOIDES, INDIVIDUOS POR CAMPO</b>	
Media	1.8
Error típico	1.33393926
Mediana	0
Moda	0
Desviación estándar	8.94833656
Varianza de la muestra	80.0727273
Curtosis	43.4015319
Coefficiente de asimetría	6.53940007
Rango	60
Mínimo	0
Máximo	60
Suma	81
Cuenta	45
Nivel de confianza(95.0%)	2.68837789

Aunque en el cuadro 4 se presentan los resultados de las observaciones de filarioides en frotis de sangre de *Q. mexicanus* en conjunto, dos tipos fueron observados.

#### **Parásitos Intestinales y en tejidos**

El 30 % de los machos y el 12 % de las hembras no presentaron ningún parásito, mientras que el 15 % de los machos y el 32 % de las hembras presentaban al menos un tipo de parásito. El 32 % de los hembras y el 40 % de las machos presentaron al menos dos tipos de parásitos intestinales simultáneamente y el 24 % de los hembras y el 15 % de las machos presentaron hasta tres tipos de parásitos intestinales simultáneamente. La presencia de cada grupo particular se muestra a continuación.

**(a) Protozoarios**

Se encontró la presencia de *Isospora* en el 17.8 % (8/45) de los especímenes analizados, con un promedio de  $0.53 \pm 1.31$  parásitos por huésped, con un máximo de 6 parásitos y otros con cero parásitos. La suma total de protozoos contados fue de 24. Las bases para la identificación son incorporadas del estudio de Minott & Caballero (2010), que mencionan la ausencia de esporozoitos de *Atoxoplasma* en sangre ni *Atoxoplasma* en otros tejidos. No se intentó en este estudio una identificación mas detallada.

Cuadro 5. Resultados de los análisis para determinar la presencia de *Isospora* sp. en *Q. mexicanus*.

<b>ISOSPORA</b>	
<b>Media</b>	0.53333333
<b>Error típico</b>	0.19488406
<b>Mediana</b>	0
<b>Moda</b>	0
<b>Desviación estándar</b>	1.30732204
<b>Varianza de la muestra</b>	1.70909091
<b>Curtosis</b>	7.13668901
<b>Coefficiente de asimetría</b>	2.67032125
<b>Rango</b>	6
<b>Mínimo</b>	0
<b>Máximo</b>	6
<b>Suma</b>	24
<b>Cuenta</b>	45
<b>Confianza (95.0 %)</b>	0.39276302

En el cuadro 5 se puede apreciar el resumen de la estadística de los resultados de la observación de *Isospora* en el contenido intestinal de *Q. mexicanus* durante este estudio. Un número reducido de individuos presentaron resultados positivos a la observación por la presencia de este parásito.

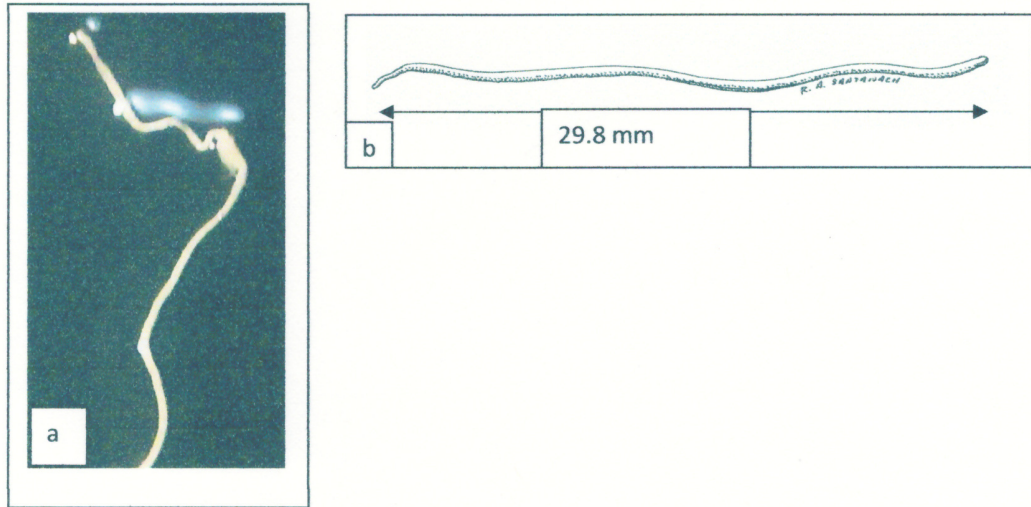
**(b) Quistes cerebrales y nemátodos**

Se encontraron quistes cerebrales en 9 de los 45 especímenes analizados (20 %), con un promedio de  $1.33 \pm 3.3$  quistes por individuo, con hasta un máximo de 15 en un solo pájaro y mínimo de cero. El total de quistes recuperados ascendió a 60. Los nemátodos encontrados en los especímenes analizados llegaron hasta un máximo de 4 y mínimo de cero, con un promedio de  $0.58 \pm 1.03$  parásitos / individuo. El total de nematodos recuperados ascendió hasta 26. Los quistes no parecen tener estructuras notables en su interior. Los nemátodos recuperados son extremadamente delgados (cerca de 400 a 700  $\mu\text{m}$ ) y de cerca de 30 mm de longitud y 1.0 mm de diámetro. Algunos de los especímenes de nematodos apenas llegaban a 0.6 mm pero eran incluidos en el registro.

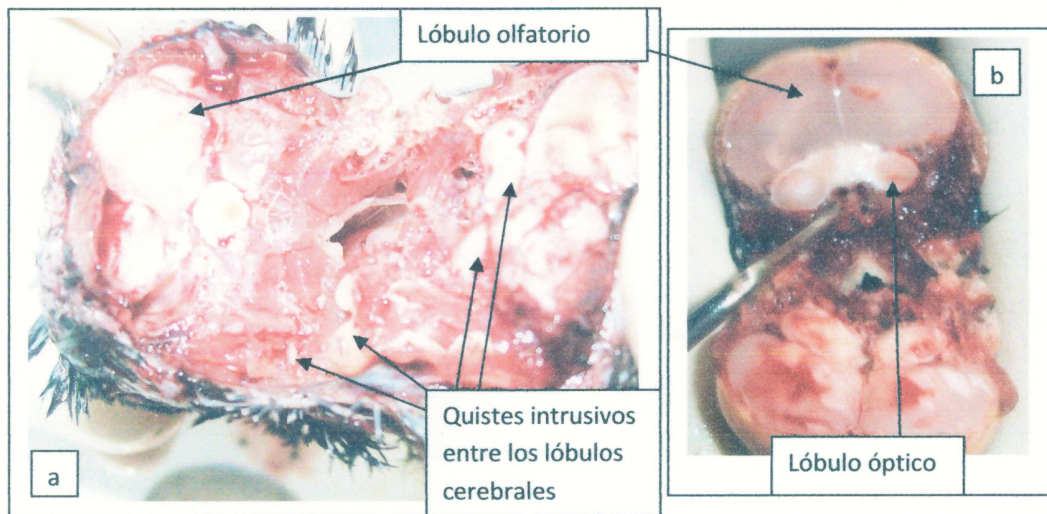
Cuadro 6. Resultados de la recuperación de quistes en el cerebro (sin determinar taxón) y nemátodos en contenido intestinal de *Q. mexicanus*

QUISTES EN VENTRÍCULOS CER.		NEMÁTODOS INTESTINALES	
Media	1.33333333	Media	0.57777778
Error típico	0.49236596	Error típico	0.15403295
Mediana	0	Mediana	0
Moda	0	Moda	0
Desviación estándar	3.3028913	Desviación estándar	1.03328446
Varianza de la muestra	10.9090909	Varianza de la muestra	1.06767677
Curtosis	8.08190638	Curtosis	2.13709407
Coefficiente de asimetría	2.84854371	Coefficiente de asimetría	1.7224113
Rango	15	Rango	4
Mínimo	0	Mínimo	0
Máximo	15	Máximo	4
Suma	60	Suma	26
Cuenta	45	Cuenta	45
Confianza (95.0 %)	0.99229838	Confianza (95.0 %)	0.31043301

En el cuadro 6 se muestra la estadística descriptiva de la recuperación de quistes (probablemente de cestodos) y de nemátodos. No se hicieron las determinaciones de las especies de los parásitos para las conclusiones de este estudio por la necesidad de de equipos especializados con los que no se contaba en esos momentos. Pero, dado que no se había reportado la presencia de nematodos parásitos intestinales en *Q. mexicanus*, se mantendrá la investigación con ese sentido. Algunos individuos, como el de la fotografía de la fig. 17, tenían una gran cantidad de quistes cerebrales mientras que otros no tenían ninguno.



**Fig. 16.** (a) Nematodo encontrado en el contenido intestinal de *Q. mexicanus*. (b) muestra un dibujo de la apariencia externa de uno de los individuos (no corresponde al mismo individuo) Foto y dibujo por R. A.



**Fig. 17.** Corte del cráneo a nivel de la sutura coronal de un espécimen de *Q. mexicanus* (a). En la parte izquierda superior de la fotografía se aprecia el lóbulo olfatorio, a la derecha y hacia abajo se aprecia parte de los lóbulos ópticos. Por debajo de estos se observan algunos quistes, pero las estructuras señaladas por las flechas son bulbos quísticos que no parecen ser de nematodos (flechas de la derecha). En la foto de la derecha (b) se muestra un corte similar en un ave libre de parásitos. Fotos por R. A. Santanach.

### (c) Acantocephala

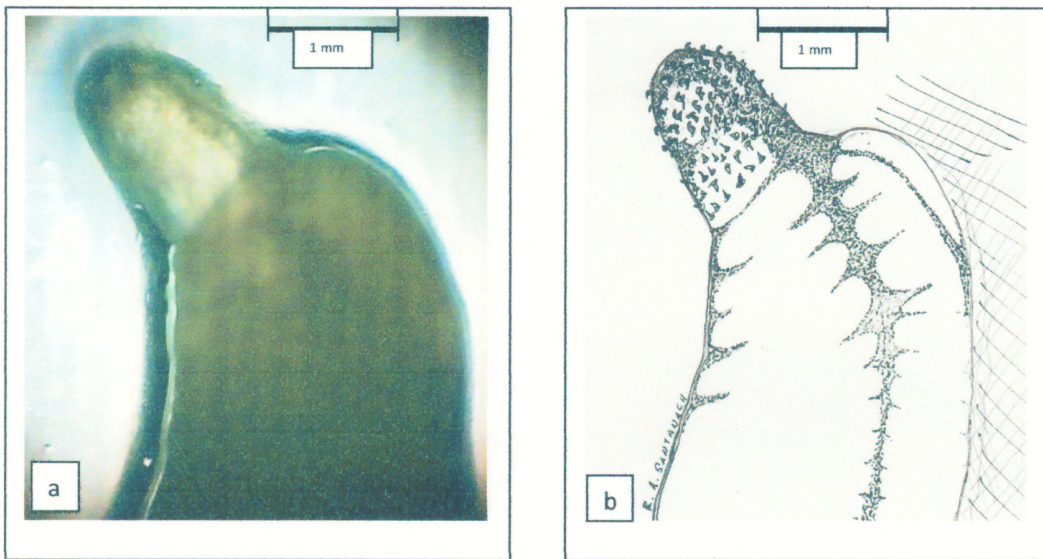
Se encontraron acantocéfalos en un promedio de  $1.5 \pm 2.1$  gusanos por individuo analizado, el que tenía la mayor cantidad tenía 12 y otros no tenían ninguno. El total de gusanos encontrados ascendió hasta 68. El porcentaje de aves parasitadas por acantocéfalos fue de 62 % (28/45). La longitud de los gusanos acantocéfalos encontrados variaba desde 7.4 mm hasta 28.5 mm con un promedio de 9.5 mm (n=48). Son especímenes blancos ligeramente curvados con una protuberancia cefálica dorsal notable en las fotografías (Fig. 18). La protoboscis con ganchos y la teloboscis con espinas son claramente apreciables.



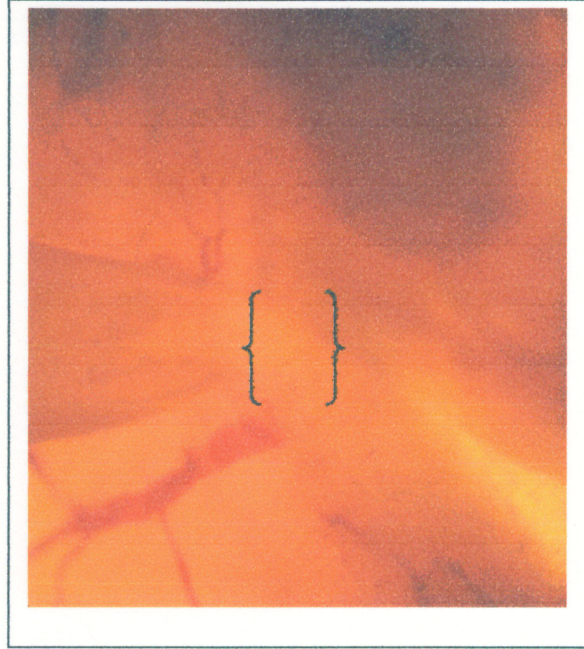
Cuadro 7. Estadística descriptiva de la recuperación de acantocéfalos en el intestino de *Q. mexicanus*.

<b>ACANTOCEFALOS</b>	
<b>Media</b>	1.51111111
<b>Error típico</b>	0.31078627
<b>Mediana</b>	1
<b>Moda</b>	0
<b>Desviación estándar</b>	2.08481765
<b>Varianza de la muestra</b>	4.34646465
<b>Curtosis</b>	14.8693282
<b>Coefficiente de asimetría</b>	3.35376854
<b>Rango</b>	12
<b>Mínimo</b>	0
<b>Máximo</b>	12
<b>Suma</b>	68
<b>Cuenta</b>	45
<b>Confianza (95.0 %)</b>	0.62634855

En el cuadro 7 se muestran los resultados de recuperación de acantocéfalos. La presencia de estos parásitos es muy común en *Q. mexicanus*.



**Fig. 18.** Región anterior de uno de los acantocéfalos recuperados del intestino de *Q. mexicanus*. La proboscis muestra una muy leve marca de puntos que indican la posición de las espinas y ganchos. El número de líneas y de columnas de ganchos y espinas son características diagnósticas. (a), una foto del espécimen vivo. (b), un dibujo del espécimen visto vivo al microscopio. Foto y dibujo por R. A. Santanach.



**Fig. 19.** Distención de los vasos sanguíneos en la zona perimetral del sitio de inserción de la proboscis de *Mediorhynchus mattei* en la mucosa intestinal de *Q. mexicanus*. En el área indicada por corchetes se pueden observar las espinas de la armadura en la teloboscis. Foto por R. A. Santanach.

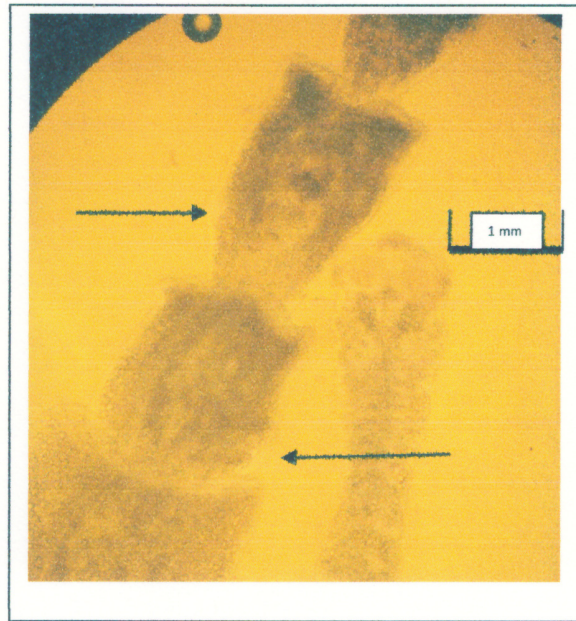
**(d) Plathelminte**

Se recuperaron 27 ejemplares de plathelminetos en 20 individuos parasitados de los 45 analizados (44.4 %). En promedio, se encontraron 0.6 Tenias por individuo, con un máximo de tres y un mínimo de cero Tenias por pájaro analizado. Los céstodos encontrados llegaban hasta los 5 cm de largo, muy delgados y con un cuello bastante largo en comparación con el largo total del parásito, en promedio consistían de  $94.0 \pm 5.0$  proglotidos ( $n = 19$ ). El máximo número de proglotidos fue de 102 y el mínimo de 85. Los céstodos tienen cuatro ventosas ligeramente elevadas y un róstelo con dos coronas de ganchos.

Cuadro 8. Resultados de la recuperación de céstoda del intestino DE *Q. mexicanus*.

<b>TENIAS</b>	
<b>Media</b>	0.6
<b>Error típico</b>	0.12060454
<b>Mediana</b>	0
<b>Moda</b>	0
<b>Desviación estándar</b>	0.80903983
<b>Varianza de la muestra</b>	0.65454545
<b>Curtosis</b>	1.73968715
<b>Coficiente de asimetría</b>	1.41209593
<b>Rango</b>	3
<b>Mínimo</b>	0
<b>Máximo</b>	3
<b>Suma</b>	27
<b>Cuenta</b>	45
<b>Confianza (95.0 %)</b>	0.24306247

Cuadro 8. Es notable que, aunque no es tan común como *Mediorhynchus*, la tenia encontrada en las necropsias de *Q. mexicanus*, se recuperó una cantidad considerable de especímenes.



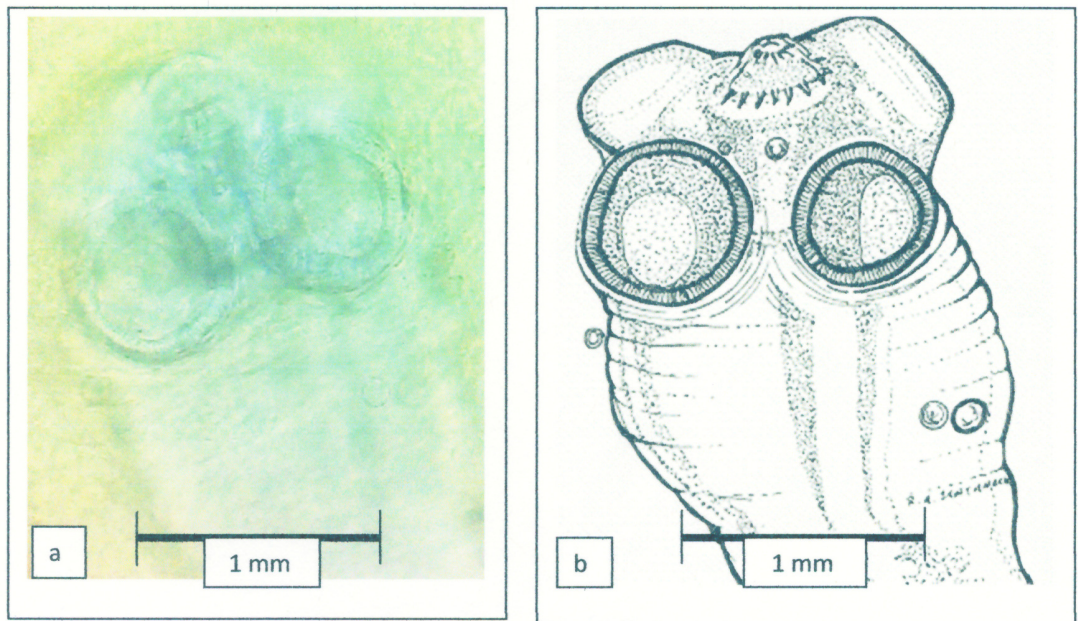
**Fig. 20.** Proglótidos de uno de los especímenes recuperados en las necropsias de especímenes de *Q. mexicanus*. Se puede anotar la alternancia en la presentación de los poros en cada borde lateral (flechas). Foto por R. A. Santanach.

Cuadro 9. En el cuadro se muestra el análisis descriptivo de la tenia encontrada en las necropsias de *Q. mexicanus* en cuanto a la extensión en número de proglotidos por individuo.

RECUESTO DE PROGLÓTIDOS EN LOS ESPECÍMENES DE CÉSTODOS EN <i>Q.</i> <i>mexicanus</i>			
N segmentos	individuo		
102	1	NUMERO DE SEGMENTOS POR INDIVIDUO	
89	2	ESTADISTICA DESCRIPTIVA	
92	3		
98	4		
95	5		
94	6		
87	7	Media	93.94736842
85	8	Error típico	1.193240426
98	9	Mediana	94
99	10	Moda	89
92	11	Desviación estándar	5.201214433
94	12	Varianza de la muestra	27.05263158
102	13	Curtosis	-1.131168029
100	14	Coefficiente de asimetría	-0.019465379
98	15	Rango	17
89	16	Mínimo	85
89	17	Máximo	102
88	18	Suma	1785
94	19	Cuenta	19
		Confianza (95.0 %)	2.506905107

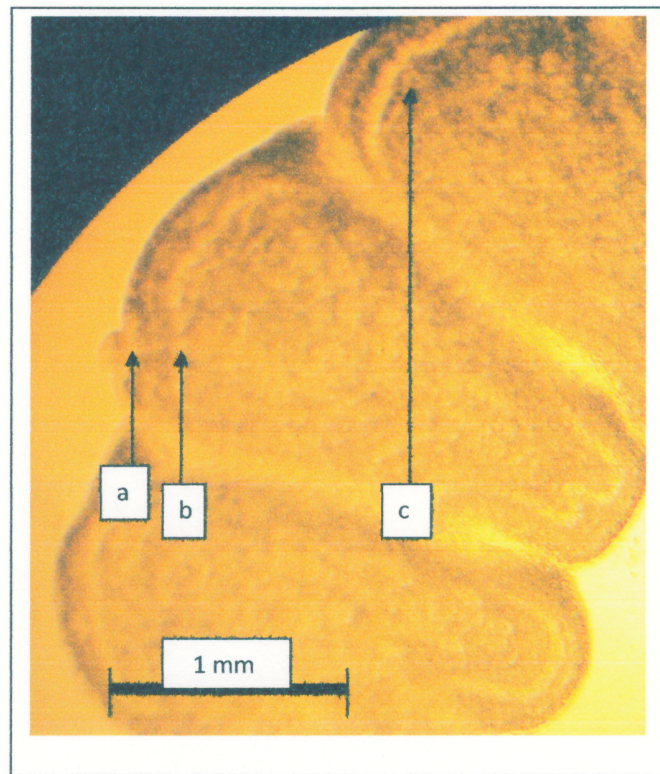
Cuadro 9. El máximo de segmentos encontrado fue de 102. El mínimo fue de 85.

Todas las tenias recuperadas estaban completas.

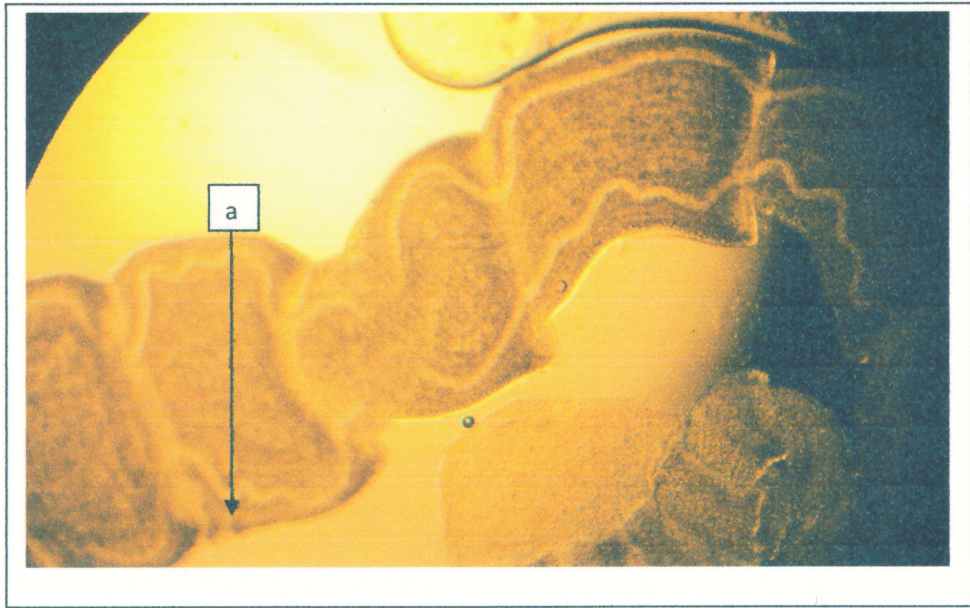


**Fig. 21.** Escólex y la parte anterior del cuello de un céstodo recuperado en las necropsias de *Q. mexicanus*. (a), una foto en 100 x, (b), un dibujo del espécimen vivo para resaltar características no notables en la fotografía, como la doble corona apenas apreciable. Foto y dibujo por R. A. Santanach.





**Fig. 22.** Proglótidos de uno de los especímenes de céstodo colectados a partir de las necropsias de *Q. mexicanus*. La flecha (a) señala el poro genital. Las flechas (b) y (c) señalan el conducto deferente.



**Fig. 23.** Segmentos de uno de los especímenes de céstodo recolectados durante las necropsias de *Q. mexicanus*. La flecha (a) señala el poro genital, en la foto se aprecia con claridad la orientación del espécimen y la posición en la región del tercio anterior del proglótide.

## DISCUSIÓN

### 1. Ectoparásitos

Aunque *Pseudolynchia canariensis* (Diptera: Hippoboscidae) (Macquart, 1840) ha sido documentado parasitando aves, no fue encontrado en las inspecciones de *Q. mexicanus* en esta investigación, lo que sugiere que no es un parásito de los talingos en la zona este de Chiriquí, en las cuencas de los ríos Chico, Escarrea y Chiriquí Viejo.

Del orden Mallophaga Nitzsch 1890, algunas especies han sido informadas en diferentes especies de aves. De acuerdo con las descripciones de (Martin Mateo, 1974), los especímenes recuperados pertenecen al suborden Amblycera Kellogg, 1899, familia Menoponidae, pues su cabeza es cónica y su estructura bucal corresponde con la descrita para la familia, cubriendo la parte frontal, pero los detalles necesarios para la identificación de su género exigen estudios más detallados, probablemente se corresponden con *Holomenopon* sp. dada la gran longitud de las ocho sedas en el borde del metanoto y dos sedas largas en el último terguito. No se ha correlacionado la presencia de este malófago con alguna función como vector de parásitos de otros taxa.

### 2. Bacterias intestinales

Considerando que la reacción más común en *Q. mexicanus* al ser atrapado es la de defecar, y con la pérdida de masa fecal que esto representa, se determinó la población bacteriana nativa como bastante normal, tanto los valores de coliformes totales, como heterofermentativas, como los mesófilos aerobios están dentro de un rango que parece

no provocarles ningún trastorno ni afectar su estabilidad fisiológica, lo que a su vez es considerado un indicador de estabilidad (Don et al. 1977). El contenido intestinal era bastante uniforme en coloración, viscosidad y cantidad en todos los especímenes analizados y, dado que no hay descripciones de las características normales de las heces de *Q. mexicanus*, asumimos como normales las características de estas muestras.

La presencia de *Salmonella entérica* indica un riesgo de generación de infecciones. El paso de *Salmonella enterica* desde las heces de *Q. mexicanus* hasta los alimentos de otros animales puede ser por transporte por animales o disuelto en el agua, que luego entra en contacto con manipuladores de esos alimentos. Anteriormente se clasificaba a *Salmonella entérica* como diferentes especies que incluían a *S. e. tiphy*, *S. e. tiphymurium* y otras, pero actualmente se consideran todas como una sola especie con variaciones antigénicas con suficiencia para soportar una separación en serotipos (Ryan & Ray 2004). Sin embargo, estos serotipos si pueden correlacionarse con su distribución en diferentes especies de hospederos o incluso con diferentes familias u órdenes. En el hombre, *Salmonella entérica* produce intoxicación alimentaria que cursa con dolor abdominal, náuseas, vómitos y diarrea luego de dos a tres días de incubación (Ewing & Martin 1980). Los síntomas desaparecen luego de cuatro días si el paciente es inmunológicamente competente, pero en pacientes inmunocomprometidos o en condiciones de desnutrición o sin tratamiento, o cuando se carece de fuentes de rehidratación, puede culminar con la muerte (Lennette et al. 1980, MacFaddin 1976, MacFaddin 1980). La presencia de *Salmonella entérica* en aves ha sido documentada en el 5 % de los especímenes de *Q. mexicanus* por Minott Picado y Caballero Castillo (2010), y hasta en el 10 % en grupos de otros

Passeriformes (Kirk et al. 2002), nuestros resultados, por tanto, se encierran dentro del ámbito de lo esperado. De todos modos, el control de la población de *Q. mexicanus* mantendría el control del volumen de aves que podrían transportar estas bacterias hasta los grupos humanos, dado su característico sinantropismo.

### 3. Hongos

Los hongos encontrados en las muestras pertenecen a los taxa siguientes: género *Penicillium*, y orden Mucorales. En ambos grupos se han documentado hallazgos de especímenes relacionados con patologías más o menos severas, tanto en humanos como en otros animales. Todos ellos son saprófitos y tienen un elevadísimo potencial reproductivo y de supervivencia en su estado de vida libre (Herrera & Ulloa 1990). En algunos casos, algunos mucorales podrían atacar la cavidad nasofaríngea arribando por aspiración, y colonizar el cerebro a través de la lámina cribosa. En otras ocasiones, pueden estar involucrados en afecciones pulmonares o intestinales (Rubio et al. 2001). En todo caso, la patología parece depender de una actividad oportunista que implica una depresión o supresión inmunológica. Aunque no se determinó la especie de mucorales que creció en los cultivos, las especies con potencial patógeno pertenecen siempre a los géneros de Mucoraceae: *Absidia* y *Apophysomyces*, *Mucor*, *Rhizomucor*, *Rhizopus* o al Cuninghamellaceae: *Syncephalastrum*. La posición de los rizoides, o su ausencia, es en estos casos, una característica determinante que identifica al género. *Rhizopus* produce rizoides en la base del esporangióforo mientras que *Absidia* los produce en el segmento del estolón. *Mucor* por su parte, no produce rizoides y el estolón se ve vacío. La ausencia de rizoides nos indica que uno de los agentes aislados en el contenido intestinal se desarrolló a partir de esporas de *Mucor*, y otro de los agentes era *Rhizopus*, no se identificaron las especies. La especie de

*Penicillium* que estuvo presente en todos los medios tampoco fue identificada y no hay documentación sobre estudios de hongos en heces de *Q. mexicanus*.

#### **4. Filarioides**

Aunque, por definición, el término “filaria” se refiere a aquellas especies de Nemátoda cuya fase adulta se hospeda en los vasos linfáticos, en el tejido celular subcutáneo o en las cavidades o tejidos viscerales (Brown 1970), hemos mantenido el término para encerrar el concepto de aquellos nemátodos que encontramos en la sangre, ateniéndonos a la referencia hecha por Minott & Caballero (2010). Pero como no se confirmó con absoluta certeza que nuestros especímenes tuviesen adultos en los sitios mencionados, se debe asumir con cautela que las filarias observadas puedan ser fases tempranas (*larvae migrans*) de nematodos intestinales cumpliendo un proceso similar al “Ciclo de Loose”. En todo caso, la especificidad demostrada por las especies de parásitos del grupo de las filarias que involucraría a un vector, probablemente artrópodo, el cual sería también específico parásito de aves, debemos esperar que las observadas en este estudio no sean patógenas para los humanos. La identificación de cada una de las especies encontradas (o de las fases encontradas, que podrían ser de la misma especie en dos etapas diferentes del ciclo) es un objetivo importante que debería ser cubierto en trabajos posteriores.

#### **5. Isospora**

El género *Isospora* pertenece a la Familia Eimeriidae, Orden Eucoccidiorida, Clase Conoidasida, Phylum Apicomplexa, Reino Protista. Hasta ahora se discuten entre quince y veinte especies pertenecientes a este género y varias de ellas parasitan aves. El género fue renombrado como *Cystoisospora* en el 2005, atendiendo al uso

de este nombre más que el de *Isospora* y es encontrado con esta referencia en muchos sitios de la red. La Familia Eimeriidae se caracteriza por presentar la esquizogonia y la gametogonia intracelulares, mientras que las esporogonias son extracelulares (en el radio externo). Los ooquistes presentan uno o varios esporoquistes, de los cuales cada uno presenta uno o varios esporozoitos. No aparecen quistes tisulares, aspecto que fue de importancia para Minott & Caballero (2010), para asignar sus hallazgos al género *Isospora* y que lo hemos utilizado nosotros para mantener la asignación de nuestro trabajo como diferente de *Atoxoplasma*. *Cystoisospora* es monoxenas. El número de esporoquistes en el ooquiste y el número de esporozoitos que hay dentro de cada esporoquiste son determinantes para identificar los géneros y algunas especies. El esporociste presenta forma esférica, y una pared formada por una sustancia similar a la quitina. Tiene una marca interrumpiendo el borde de la imagen a la que se le llama el micrópilo. Puede o no existir un órgano retráctil. En el interior del ooquiste puede haber uno o más cuerpos residuales. Que podrían ser acúmulos lipídicos que podrían actuar como reserva de energía para los esporozoitos al salir del ooquiste. Los esporoquistes están recubiertos de una pared externa parecida a la que recubre el ooquiste, y en su extremo anterior existe una pequeña abertura tapada por un orgánulo denominado cuerpo de Stieda. En algunas especies, debajo del Cuerpo de Stieda existe un cuerpo subestérico. Al parecer, los esporozoitos salen por la abertura que queda entre ambos cuerpos. Aunque estas características no son observables con microscopios ópticos como los utilizados en este estudio, la categorización del género *Isospora* puede hacerse con los datos generales mencionados antes.

**(a) Ciclo biológico**

Es monoxeno. Se trata de parásitos intestinales. El hospedador se infesta al ingerir ooquistes esporulados en los alimentos o el agua. Los esporozoitos salen de los ooquistes y penetran en las células endoteliales del ciego, para sufrir allí diferente número de esquizogonias, según la especie. Luego ocurre la gamogonia en las células endoteliales. Después se producen los ooquistes que salen al medio externo con las heces y sufren una esporogonia. Dentro de la Familia Eimeriidae hay dos géneros:

El Género *Eimeria*, cuyos quistes denominados 4x2 tienen cuatro esporoquistes en cada uno de los cuales hay dos esporozoitos.

El Género *Isospora*, donde los ooquistes son 2x4, es decir, hay dos esporoquistes cada uno de los cuales tiene cuatro esporozoitos. Del género *Isospora* existen tres especies parásitas humanas, entre ellas *Isospora belli* o *Cystoisospora belli*. En esta especie la esporulación puede tener lugar tanto dentro como fuera del hospedador. La patogenia de esta especie produce malestar, fiebre, diarrea persistente, anorexia, náuseas e incluso la muerte. En la mayoría de los casos son cuadros subclínicos, y el diagnóstico es por ooquistes en las heces o por biopsia duodenal (Gómez et al. 2008, Encyclopedic Reference of Parasitology).



## 6. Quistes cerebrales y nemátodos

Los quistes encontrados en el cerebro de *Q. mexicanus* posiblemente sean cisticercos de la Tenia común encontrada en las disecciones, aunque no siempre se encontraron quistes en las aves en las que encontramos las tenias en el intestino, así como tampoco todas las que tenían Tenias en el intestino presentaban los quistes en el cerebro. Los quistes se encontraron en sitios como los ventrículos cerebrales, y no parecían ejercer presión sobre regiones del cerebro que manifestaran un cambio en el comportamiento del ave.

Los nemátodos no han sido identificados, pero se encontraban en conjunto con las Tenias y los Acantocéfalos sin producir efectos notables en el comportamiento de los individuos parasitados. Minott & Caballero (2010) sugirieron la búsqueda de nemátodos en los ventrículos cerebrales de *Q. mexicanus*, de los cuales no encontramos ningún espécimen, pero si en los intestinos, por lo que la identificación de la especie es un objetivo de próximos trabajos con esta ave.

## 7. Acantocéfalos

El tipo de acantocéfalo recuperado en las aves en este estudio fue descubierto como una nueva especie de acantocéfalo en Senegal, West Africa, por Bernard Marchand y George Vassiliades (1982). La característica principal es el número de la armadura en la probóscide: 15 hileras de cuatro ganchos y 10 a 12 hileras de 6 a 8 espinas. La apariencia común tanto de hembras como de machos es la de una pseudosegmentación, los machos tienen entre 2 a 3 cm, la hembra es más grande con 3 a 11 cm. La proboscis es truncada con dos segmentos, teloboscis basal y protoboscis distal, según Schmidt (1977). De acuerdo con las características descritas para el

género *Mediorhynchus* Van Cleave, revisado por Golvan (1962) y por Schmidt (1977) y Kunts (1977). Los adultos comúnmente se encuentran en el intestino de aves, con la proboscis truncada y dividida en una protoboscis con ganchos y una teloboscis con espinas, los testículos localizados en la parte posterior del cuerpo, los machos tienen ocho glándulas, los huevos maduros son rodeados por una concha delgada. Bravo (1947) registra a *Gordiorhynchus microcephalus* encontrado en el intestino del talingo (*Quiscalus mexicanus*). En varias especies de Psittaciformes (pericos, cotorras y guacamayas) se ha registrado la presencia de *Mediorhynchus mattei* (Marchand y Vassiliades, 1982).

Los acantocéfalos causan daño local e inflamación en el lugar donde se adhiere la probóscide, fig. 19. La lesión puede infectarse con bacterias (infección secundaria) o puede ser de tal naturaleza que puede perforar el intestino y precipitar una peritonitis fatal al permitir el paso de bacterias intestinales hacia la cavidad peritoneal. La colonización de un huésped por acantocéfalos cursa con pérdida de apetito e interfiere con la digestión. La pérdida de sangre concomitante a la presencia de una gran cantidad de individuos parásitos puede, también, producir anemia que reduce las aptitudes de supervivencia del huésped. En todo el tiempo de este estudio sobre *Q. mexicanus*, sin embargo, no se encontraron individuos que presenten esta reducción de aptitud de manera apreciable.

### 8. Clase céstoda (Plathelminthe)

Perteneciendo al Orden Davaineidea, Familia Davaineidae, Subfamilia Davaineinae, la especie *Raillietina tetragona* (Molin, 1858) fue documentada por Amparán Salido & Tellez López (2005) en un estudio de ocho especímenes de *Q. mexicanus* en Mexico. Del mismo orden y de la Familia Dilepididae, documentaron la especie *Amoebotaenia cuneata* (Linstow, 1872) utilizando como hospedero al talingo y ambos se encontraron en el intestino delgado. Denton y Byrd (1979) localizan a *Conspicuum icteridorum* en la vesícula biliar de los talingos y zanates (*Quiscalus quiscula quiscula*; *Q. quiscula aeneus*; *Q. mexicanus prosopidicola* y *Q. mexicanus major*) pero no se recuperaron individuos de éste u otro trematodo en esta investigación en ninguno de todos los 45 especímenes analizados. Soulsby (1982) había registrado a *Raillietina tetragona*, presente en el intestino delgado de Galliformes y Columbiformes, también registra a *Amoebotaenia cuneata* sólo en aves domésticas. Sin embargo en ese estudio se encontró como hospedero de estas especies de céstodos, al talingo miembro del orden Passeriformes, el cual no es un ave doméstica, pero vive en interrelación con los animales domésticos y el humano. Alguna especie de *Raillietina* es informada como parásita de humanos en varias ocasiones, incluso tan cerca como en Costa Rica (Brenes et al. 1983) pero no hay informes de este parásito aquí en Panamá. Sin embargo, de acuerdo con la posición del poro genital en el borde lateral de los proglótides, la especie recuperada a partir de las necropsias de *Q. mexicanus* pertenece al género *Raillietina*.

## CONCLUSIONES

- La población de Coliformes Fecales, Coliformes no Fecales, los Mesófilos Aerobios y Coliformes heterofermentativas, conforman un ecosistema saludable en el intestino de su hospedero.
- Se determinó la presencia de *Salmonella entérica* en el ocho por ciento de los pájaros disecados, esa cifra no excede el ámbito ya establecido como normal entre las aves silvestres y no parece haber relación directa entre las poblaciones de *Q. mexicanus* y la presencia de infecciones por *Salmonella entérica* en humanos.
- Se encontraron *Penicillium* sp., *Mucor* sp. y *Rhizopus* sp. entre los cultivos positivos.
- Se encontró a *Isospora* sp. hospedándose en el intestino de *Q. mexicanus* pero no se encontraron otras especies de protozoarios.
- Se encontró a *Mediorhynchus mattei*, un acantocéfalo, hospedándose en el intestino junto con un cestodo del género *Raillietina*, y un nemátodo que no fue identificado.
- Todos ellos pudieron haberse encontrado juntos pero no necesariamente.
- En la sangre de las aves estudiadas encontramos filarioides de dos morfologías diferentes.
- En el cerebro de algunas aves se encontraron quistes que parecen ser metacéstodos de *Raillietina* sp. pero no se cuenta con suficiente información para confirmar esa apreciación.

- La revisión del plumaje de las aves permitió la recuperación de un Mallophaga, Amblycera, Menoponidae, del género *Holomenopon*.
- No se encontró relación entre los huéspedes de *Q. mexicanus* y alguna patología humana, con excepción de *Salmonella entérica*.
- Ninguno de los talingos analizados presentaba comportamientos que sugirieran un efecto negativo derivado de la presencia de esos huéspedes, por lo que pensamos que se ha establecido un equilibrio en la relación huésped – parásito.

## RECOMENDACIONES

Aunque se logró categorizar la población de organismos huéspedes de *Quiscalus mexicanus*, la identificación de las especies de varios de los huéspedes no fue posible en este estudio. Se recomienda, por tanto, llevar a cabo estudios más profundos encaminados a lograr su identificación.

Recomendamos también llevar a cabo estudios de monitoreo que permitan determinar las variaciones estacionales en las poblaciones identificadas.

El estudio de posibles aprovechamientos del talingo como fuente de proteínas para humanos u otros animales en consideración de que necesitan un control poblacional puede ser evaluado luego de llevarse a cabo pruebas de serología para agentes virales como el virus del oeste del Nilo, la gripe aviar, el virus de la encefalitis equina, factores prepriónicos y priónicos, etc. Habiéndose confirmado que no son vectores o huéspedes intermedios de agentes etiológicos de patologías humanas antes, podría comenzar a utilizarse como alimento.

**BIBLIOGRAFÍA**

American Public Health Association. 1976. Compendium Methods for the Microbiological examination of foods. Intersociety Agency Committee on Microbiology Methods for Foods. Ed. Marvin L. Speck, pp. 399-407.

Amparan-Salido, R. & J. Téllez Lopez. 2005. Contribución al conocimiento del parasitismo en dos especies de aves silvestres de Ciudad Universitaria, San Nicolás de los Garza, Nuevo León, México.

Autoridad Nacional del Ambiente. 2004. Plan de manejo del Parque Nacional Volcán Barú. Provincia de Chiriquí. 162 p.

Bradshaw, L.J. 1973. Microbiología de Laboratorio. Ed. El Manual Moderno, S.A. de C.V., pp. 228-229.

Brenes, R., G. Hangen, E. Monge, G. Muñóz, G. Rodriguez & R. Loria. 1983. Primer caso humano de parasitosis por *Raillietina* sp. en Costa Rica. *Rev. Cost. Cienc. Med.* 4(2):81-88

Brown, H. 1970. *Parasitología Clínica*. Nueva Editorial Interamericana S. A. Tercera Edición. Pags. 343, 344.

Christensen, A. 2000. "The Fifteenth- and twentieth-century colonization of the Basin of Mexico by the Great-tailed Grackle (*Quiscalus mexicanus*)" (On-line). Accessed March 2, 2002 at <http://www.blackwell-science.com/geb>.

Cooke, R., M. Jiménez & A. Ranere. 2007. *Influencias Humanas Sobre la Vegetación y Fauna de Vertebrados de Panamá: Actualización de Datos Arqueozoológicos y su*

Relación con el Paisaje Antrópico Durante la Época Precolombina. Pag. 575. En Leigh, E. G., E. A. Herre, J. B. C. Jackson, F. Santos – Granero. 2007. Ecología y Evolución en los Trópicos. Smithsonian Tropical Research Institute. Panamá. 653 pags.

Davis, W. R. & K. A. Arnold. 1972. Food habits of the great-tailed grackle in Brazos county, Texas. Condor 74: 439-446.

Don J. J., Farmer III., Hickman F.W., Asbury M.A. & A.G. Steigerwalt. 1977. Enterobacteriaceae. Center for Disease Control Atlanta. G.A., p. 78.

Ehrlich, P., D. Dobkin & D. Wheye. 1988. The birder's handbook: a field guide to the natural history of North American birds. New York, NY: Simon and Schuster.

Encyclopedic Reference of Parasitology. Cystoisospora. Classification. Genus of Coccidia. Important Species. Table 1. Important species of the genus *Cystoisospora* ... parasitology.informatik.uni-wuerzburg.de/.../0343.html Consultado el 19 de noviembre del 2010.

Ewing W.H. & W.J. Martin 1980. Enterobacteriaceae Manual of clinical microbiology. Editors 2nd ed. American Society for Microbiology. Washington, D.C., USA, p. 207.

Golvan, Y.J. 1962. Le Phylum des Acanthocephala. La classe des Archiacanthocephala (A. Meyer 1931). Ann. Parasitol. Hum. Comp. 37: 1-72.

Harrison, C. 1978. A field guide to the nests, eggs, and nestlings of North American birds. Cleveland, Ohio: W. Collins Sons and Co.



Holdridge, L. R. 1967. Life zone ecology. San José, C R, Tropical Science Center. 206 p.

Gómez, J. V., H. Dorantes J. L. Imbert & M. A. Becerril. 2008. Isosporosis. En Becerril, M. A. 2008. Parasitología Médica. Segunda edición. McGraw-Hill. 87-95.

Herrera T., & Ulloa M. 1990. El reino de los Hongos. Micología básica y aplicada. Universidad Nacional Autónoma de México, Fondo de Cultura Económica, pp. 19-23.

Jaramillo, A. & P. Burke. 1999. New World Blackbirds. Princeton, N.J.: Princeton University Press, 1999.

Jonson, K., E. Duval, M. Kiehl & C. Hughes. 2000. Male Mating Strategies and Mating System of Great – tailed Grackles. Behavioral Ecology. Vol. 11 :132-141.

Kirk J. C., C. A. Holmberg & J. S. Jeffrey. 2002. Prevalence of Salmonella spp. In selected birds captured on California dairies. JAVMA. 220: 359-362.

Koby, P. 2002. "Quiscalus mexicanus" (On Line) en Animal Diversity Web. 09/07/08.

[http://animaldiversity.UMMZ.UMich.edu./site/accounts/information/Quiscalus\\_mexicanus.html](http://animaldiversity.UMMZ.UMich.edu./site/accounts/information/Quiscalus_mexicanus.html)

Kuntz, R. E. 1977. Revision of *Mediorhynchus* Van Cleave 1916 (Acanthocephala) with a key to species. J. Parasitol. 63: 500-507.

Lennette E.H., Spaulding & J.P. Traunt. 1980. Enterobacteriaceas Manual of clinical microbiology. Edition 2nd. American Society for Microbiology. Washington, D.C., USA, p. 207.

MacFaddin J. F. 1976. Biochemical test for Identification of Medical Bacteria. The Williams & Wilkins Co. Baltimore, USA.

MacFaddin J.F. 1980. Biochemical test for identification of Medical Bacteria. USA, pp. 220-226.

Martín Mateo, M. P. 1974. Observaciones sobre algunas especies de Menoponidae (Mallophaga: Insecta) parásitas de aves domésticas en España. *Vie et Milieu*, 24: 151-158.

Marquinez, V. 2003. Director Regional de la ANAM Chiriquí, citado por Boris Gómez en La Prensa 2 de octubre del 2003.

Merck, E. 1990. Manual de Medios de Cultivo. Darnotadt, Alemania, pp. 206-207.

Minott Picado, P. & M. Caballero Castillo. 2010. Determinación de *Salmonella* spp. y endoparásitos en zanates (*Quiscalus mexicanus*) del parque de Cañas, Guanacaste. *Rev. costarric. salud pública*. [online]. dic. 2007, vol.16, no.31, p.27-35. Disponible en: [http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1409-14292007000200006&lng=es&nrm=iso](http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1409-14292007000200006&lng=es&nrm=iso). ISSN 1409-1429. Consultado el día 22 de marzo del 2010.

Rubio, M. C., J. G. Tomas, R. B. Ruesca, I. De Ocariz Landaberes & M. Lucía. 2001. Micosis mas frecuentes en nuestro medio. *Rev. De Mic. Trop. Asociación Española de Micología*. Pags. 1-14

Ryan, K. J. & C. G. Ray. 2004. (*Salmonella entérica*) Enterobacteriaceae. En *Microbiología Médica*. Cuarta edición. McGraw Hill. Pag. 394-402.

Santanach, R. A. 2005. Biología de *Quiscalus mexicanus* (Gmelin 1938), (Passeriformes, Fringillidae, Icterinae). Conferencia con motivo de la celebración de la semana de las ciencias. Facultad de Ciencias Naturales y Exactas. Universidad Autónoma de Chiriquí. Panamá.

Santanach, R. A. 2010. Categorización de los Sitios Dormitorio de *Quiscalus mexicanus peruvianus* (Passeriformes, Fringillidae, Icterinae) localizados en la Cuenca del Río Chiriquí Viejo en la República de Panamá. En preparación.

Sauer, J. H., G. Gough, I. Thomas & B. Peterjohn. 1997. "The North American Breeding Bird Survey Results and Analysis. Version 96.4." (On-line). Accessed March 28, 2002 at <http://www.mbr.nbs.gov/bbs/bbs96.html>.

Schmidt, G. D. 1977. Praesomal musculature of the acanthocephalan genus *Mediorhynchus* Van Cleave 1916. J. Parasitol. 63: 112-116.

Sibley, C. 2001. The Cornell lab of Ornithology's Guide to Birds of North America Version 3.0 (Electronic media- CD). Thayer Birding Software.

Stiles, D. & A. F. Skutch. 1989. A guide to the birds of Costa Rica. Cornell University. Ithaca, Nueva York.

USGS Patuxent Wildlife Research Center, 2002. "Longevity records of North American birds" (On-line scientific paper to be reviewed by all people). Consultado el Julio 15 2002. <http://www.pwrc.usgs.gov/bbl/homepage/longvrec.htm>.

Ventocilla, J. 2004. Inst. Smithsonian De Invs. Tropicales, en La Prensa, Panamá.