

5-12-2014

Identificación de ectoparásitos del orden Phthiraptera en aves silvestres de la especie *Nycticorax nycticorax*

Sylvia Lorena Arévalo Barreto
Universidad de La Salle, Bogotá

Andrea Saavedra Orjuela
Universidad de La Salle, Bogotá

Follow this and additional works at: https://ciencia.lasalle.edu.co/medicina_veterinaria



Part of the [Veterinary Infectious Diseases Commons](#)

Citación recomendada

Arévalo Barreto, S. L., & Saavedra Orjuela, A. (2014). Identificación de ectoparásitos del orden Phthiraptera en aves silvestres de la especie *Nycticorax nycticorax*. Retrieved from https://ciencia.lasalle.edu.co/medicina_veterinaria/200

This Trabajo de grado - Pregrado is brought to you for free and open access by the Facultad de Ciencias Agropecuarias at Ciencia Unisalle. It has been accepted for inclusion in Medicina Veterinaria by an authorized administrator of Ciencia Unisalle. For more information, please contact ciencia@lasalle.edu.co.

UNIVERSIDAD DE LA SALLE

Facultad de Ciencias Agropecuarias

Programa de Medicina Veterinaria



UNIVERSIDAD DE LA SALLE
Educar para Pensar, Decidir y Servir

IDENTIFICACIÓN DE ECTOPARÁSITOS DEL ORDEN PHTHIRAPTERA EN AVES
SILVESTRES DE LA ESPECIE *Nycticorax nycticorax*

Trabajo de Grado

Sylvia Lorena Arévalo Barreto

Andrea Saavedra Orjuela

Bogotá, Colombia

2014

UNIVERSIDAD DE LA SALLE

Facultad de Ciencias Agropecuarias

Programa de Medicina Veterinaria



UNIVERSIDAD DE LA SALLE
Educar para Pensar, Decidir y Servir

IDENTIFICACIÓN DE ECTOPARÁSITOS DEL ORDEN PHTHIRAPTERA EN AVES
SILVESTRES DE LA ESPECIE *Nycticorax nycticorax*

Trabajo de Grado

Sylvia Lorena Arévalo Barreto

Código 14082150

Andrea Saavedra Orjuela

Código 14082070

Director

DIEGO SOLER -TOVAR

MV, MSc

Co- Director

EFRAÍN BENAVIDES

MV, MSc, PhD

Bogotá, Colombia

2014

HOJA DE APROBACIÓN

DIRECTOR

Dr. Diego Soler Tovar

JURADO

Dra. Victoria Pereira

JURADO

Dr. Dildo Márquez

Bogotá, 12 de Mayo de 2014

DEDICATORIA

Quiero dedicar el cumplimiento de este gran logro a Dios, ser que me mantuvo siempre con la luz necesaria para afrontar este gran reto. Por supuesto a mi familia, especialmente a mi madre, mi abuela, mis hermanas y a Jaime, quienes siempre en la distancia me apoyaron incondicionalmente. A mi abuelo, que estoy segura, que desde el cielo me ha acompañado en cada instante; su ayuda constante y paciencia, fueron mis mejores motores en el transcurso de todo el tiempo de estudio, lejos de ellos.

Andrea Saavedra Orjuela

Dedicó esta investigación a Dios, por ser quien estuvo siempre presente en todo momento, iluminándome a tomar las mejores decisiones, ayudándome a comprender lo inentendible, dándome fortaleza para seguir adelante aunque hubieran dificultades. A mis padres por su apoyo incondicional, consejos, enseñanzas, comprensión y su voz de aliento en las situaciones difíciles. A mi hermano, por su confianza y credibilidad en mí. A mis abuelos desde el cielo, por su amor y los buenos ejemplos de trabajo y perseverancia. Mis tías, por su acompañamiento permanente y su cariño.

Sylvia Lorena Arévalo Barreto

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Diego Soler-Tovar, director del trabajo de grado, por imprimir su profesionalismo objetivo, claro y conciso, sumado a su confianza, amabilidad, paciencia y dedicación, para emitir sus más positivos como acertados consejos en la realización de la presente investigación y a su vez mostrarnos nuestros aciertos y errores para aprender de ellos y ser cada vez mejores.

Al Dr. Efraín Benavides, Co Director del trabajo de grado. Por su aporte en cuanto al conocimiento de ectoparásitos y a nuestra investigación.

Al Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible (MADS) y Wildlife Conservation Society (WCS) Colombia, en esta última, especialmente a los Doctores Néstor Roncancio y Luz Dary Acevedo, por el suministro de las muestras de ectoparásitos.

Al Dr. Tomas Najer, del Departamento de Biología y Enfermedades de Fauna Silvestre; de la Universidad de Veterinaria y Ciencias Farmacéuticas de República Checa; quien no sólo desde un principio mostró su mayor interés en prestar una gran colaboración, sino que con una enorme amabilidad, hizo parte importante para la identificación de los ectoparásitos con un gran profesionalismo.

Al Dr. Ricardo Palma, Curador de Insectos, de Departamento de Entomología, Museum of New Zealand Te Papa Tongarewa, Wellington, Nueva Zelanda. Por su valiosa ayuda, amabilidad, apoyo, colaboración en la identificación de los piojos y gran experiencia en este tema. Además por el material bibliográfico enviado para el desarrollo de nuestra investigación.

Al Dr. Vince S. Smith, Líder de investigación informática en in The Natural History Museum, Departamento de Ciencias de la vida; Universidad de Glasgow y Universidad de Bristol. Cromwell-London; quien nos prestó atención desde que lo contactamos desinteresadamente, y se ofreció a colaborarnos con la identificación de los parásitos debido a su experiencia y profesionalismo en temas relacionados con Phthiraptera.

Al Dr. Ian F. Burgess, del Departamento de investigación y desarrollo de insectos del Medical Entomology Center, Cambridge, Reino Unido. Por su orientación en la clasificación taxonómica de los ectoparásitos de forma profunda y concisa.

Al Dr. Mauricio Barreto, Profesor de Entomología clínica, Departamento de Microbiología, de la Universidad del Valle. Por su colaboración en la identificación de los parásitos.

José Antonio Ávila Velásquez y Aquilino Rincón, colaboradores del Laboratorio de Parasitología de la Universidad de La Salle, quienes sin su valiosa ayuda y colaboración constante, tal vez llevar a cabo este trabajo hubiese sido imposible.

Agradecemos a la Universidad de La Salle, Bogotá (Colombia) y a todos sus profesores, por la formación integral y conocimiento a través de nuestra carrera, motivándonos a ser excelentes profesionales.

COMPROMISO

El presente trabajo de investigación no contiene ideas que de una forma u otra, sean contrarias a la iglesia Católica, en cuanto a su doctrina, dogma y moral.

Las ideas aquí expresadas no son responsabilidad del director del proyecto de investigación, de los jurados ni de la Universidad de La Salle, son opiniones de libre expresión de los autores y directos responsables del escrito.

DIRECTIVOS

RECTOR

Hno. Carlos Gómez

VICERRECTOR ACADÉMICO

Hno. Fabio Humberto Coronado

**VICERRECTOR DE PROMOCIÓN
Y DESARROLLO HUMANO**

Hno. Frank Ramos

VICERRECTOR ADMINISTRATIVO

Dr. Eduardo Ángel

**VICERRECTORIA DE INVESTIGACIÓN
Y TRANSFERENCIA**

Dr. Luis Fernando Ramírez

**DECANA DE LA FACULTAD DE
CIENCIAS AGROPECUARIAS**

Dra. Claudia Axia Mutis

**DIRECTOR DEL PROGRAMA DE
MEDICINA VETERINARIA**

Dr. Juan Fernando Vela

TABLA DE CONTENIDO

	Pág.
RESUMEN	xiii
ABSTRACT	xiv
INTRODUCCIÓN	1
OBJETIVOS	3
Generales	3
Específicos	3
1. MARCO TEÓRICO	4
1.1 IMPORTANCIA DE LA TAXONOMÍA	4
1.2 ECTOPARÁSITOS DE AVES SILVESTRES	4
1.2.1 Ectoparásitos del Orden Phthiraptera	5
1.2.2 Clasificación Taxonómica de los Piojos	8
1.2.3 Piojos Masticadores	8
1.2.3.1 Sub Orden Amblycera	9
1.2.3.1.1 Familia Laemobothriidae	10
1.2.3.1.2 Familia Ricinidae	10
1.2.3.1.3 Familia Menoponidae	11
1.2.3.1.3.1 Género <i>Ciconiphilus</i>	13
1.2.3.1.3.1.1 Especie <i>C. decimfasciatus</i>	13
1.2.3.1.3.2 Clave Taxonómica para <i>Ciconiphilus</i>	16
1.2.3.2 Sub Orden Ischnocera	17
1.2.3.2.1 Familia Philopteridae	17
1.2.3.2.2 Familia Trichodectidae	19
1.3 AVE DE ESTUDIO: <i>Nycticorax nycticorax</i>	19
1.3.1 Clasificación Taxonómica	20
1.3.2 Descripción física	20
1.3.3 Habitat	21
1.3.4 Dieta	22
1.3.5 Reproducción	22
1.3.6 Distribución geográfica	24

1.3.7 Estatus de conservación	25
1.3.8 Hallazgo de parásitos	26
1.3.9 Aves del Orden Ciconiiformes y sus piojos	27
1.4 RELACIÓN HUÉSPED – PARÁSITO	28
2. MATERIALES Y MÉTODOS	30
2.1 Localización	30
2.2 Población y Muestra	30
2.3 Variables	30
2.4 Análisis Estadístico	30
2.5 Métodos y Procedimientos	33
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	35
4. CONCLUSIONES	55
5. RECOMENDACIONES	56
6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	57
ANEXOS	68

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de vida de <i>Goniodes gigas</i> . A. Huevo; B. Primer estadio ninfal; C. Segundo estadio ninfal; D. Tercer estadio ninfal; E. Macho adulto; F. Hembra adulta.	23
Figura 2. Diferenciación de <i>Amblycera</i> e <i>Ischnocera</i> . Nótese en <i>Amblycera</i> que las antenas se ocultan en la ranura de la parte inferior de la cabeza.	25
Figura 3. Boopidae presenta un proceso espinoso largo y grueso proyectado hacia atrás de la parte anterior de la cabeza. Nótese las diferencias estructurales en las antenas de cada familia.	28
Figura 4. Características de <i>Ciconiphilus</i>	31
Figura 5. Nichos ecológicos ocupados por diferentes especies de piojos en el mismo huésped.	34
Figura 6. <i>Nycticorax nycticorax</i>	35
Figura 7. <i>Nycticorax nycticorax</i> adulto.	37
Figura 8. <i>Nycticorax nycticorax</i> juvenil.	37
Figura 9. Diferentes alimentos del <i>Nycticorax nycticorax</i>	38
Figura 10. Época de Reproducción y Crianza de <i>Nycticorax nycticorax</i>	40
Figura 11. Distribución de <i>Nycticorax nycticorax</i> en América.	40
Figura 12. Lista Roja de las Especies.	41
Figura 13. Zonas de Mayor presentación de infestación por piojos en aves.	42
Figura 14. Hembra Adulta de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> , ID 764a.	51
Figura 15. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> , ID 764a.	51
Figura 16. Abdomen de Hembra Adulta de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> , ID 764a.	52
Figura 17. Ninfa probablemente estadio III, ID 76Ad.	52
Figura 18. Cabeza y Tórax de Ninfa, ID 764d.	53

Figura 19. Abdomen de Ninfa, ID 764d.....	53
Figura 20. Macho Adulto de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> , ID 764h.....	54
Figura 21. Cabeza y Tórax de Macho Adulto de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> , ID 764h.	54
Figura 22. Abdomen de Macho Adulto de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> , ID 764h.	55
Figura 23. Características morfológicas de Hembra Adulta de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> (Vista semidorsal).....	55
Figura 24. Características morfológicas de Hembra Adulta de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> (vista ventral).....	56
Figura 25. Características de la genitalia de la Hembra Adulta de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i>	56
Figura 26. Características morfológicas del Macho Adulto de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i>	57
Figura 27. Características de la genitalia del Macho Adulto de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i>	57
Figura 28. Estadios Ninfales de un Menoponidae.	60
Figura 29. Porcentajes de estadio de los piojos (n=24).....	61
Figura 30. Porcentajes de Sexo de los piojos (n = 22).	62
Figura 31. Medida de Longitud con micrómetro ocular de muestra ID 803a de Macho de <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> con objetivo 4x.	63
Figura 32. Medida de Longitud con micrómetro ocular de muestra ID 798a de Hembra de <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> con objetivo 4x.	63
Figura 33. Medida de Sienes con micrómetro ocular de muestra ID 801a de Hembra de <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> con objetivo de 10x.....	64
Figura 34. Medida de Sienes con micrómetro ocular de muestra ID 764b de Macho de <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> con objetivo de 10x.....	64
Figura 35. Medida de Protórax con micrómetro ocular de muestra ID 764j de Hembra de <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> con objetivo de 40x.....	65
Figura 36. Medida de Protórax con micrómetro ocular de muestra ID 803a de Macho de <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> con objetivo de 40x.....	65

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Taxonomía de <i>Nycticorax nycticorax</i>	36
Tabla 2. Frecuencias absolutas para la variable Estadio de los Piojos.....	61
Tabla 3. Frecuencias absolutas para la variable Sexo de los Piojos.	62
Tabla 4. Medidas, Promedio, Rango y Desviación estándar en machos adultos de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> en <i>Nycticorax nycticorax</i>	66
Tabla 5. Medición, Promedio, Rango y Desviación estándar de Hembras Adultas de la especie <i>Ciconiphilus decimfasciatus</i> en <i>Nycticorax nycticorax</i>	67
Tabla 6. Comparación de Medidas de Protórax y Longitud total entre hembras y machos por medio del ANOVA.....	68

LISTA DE ANEXOS

ANEXO 1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DE LOS PIOJOS	84
ANEXO 2. MANEJO Y TOMA DE DATOS EN AVES SILVESTRES.....	88
ANEXO 3. MÉTODOS DE RECOLECCION DE ECTOPARÁSITOS.....	98
ANEXO 4. FOTOS DE ECTOPARÁSITOS MUESTREADOS.....	103
ANEXO 5. GLOSARIO.....	132

RESUMEN

Las aves silvestres ocupan una posición muy importante en la biodiversidad nacional, pues están representadas por una amplia riqueza de especies habitando en el territorio colombiano. En este trabajo se identificaron los ectoparásitos de aves *Nycticorax nycticorax*, colectados en una investigación anterior. Para ello, previamente se capturaron 7 aves *Nycticorax nycticorax* en la Guajira y se colectaron sus ectoparásitos; todo esto en el marco del proyecto "Implementación del Plan Nacional Sectorial Ambiental de Vigilancia y Prevención de Influenza Aviar en Especies Silvestres en Humedales Priorizados en las Regiones Caribe, Pacífico, Oriental y Sur" realizada por el Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible (MADS) en convenio con la Wildlife Conservation Society (WCS). En total fueron 24 ectoparásitos, todos ellos del orden Phthiraptera. Los especímenes fueron aclarados en KOH al 10%, deshidratados en alcoholes seriados 70 – 99.9% y luego montados en láminas para su correcta identificación morfológica y taxonómica en el microscopio. Posteriormente, estas muestras fueron analizadas en el laboratorio, y se tomaron imágenes; para ser enviadas a expertos a nivel nacional e internacional. Los resultados de los piojos hallados en el *Nycticorax nycticorax* correspondieron principalmente a la especie *Ciconiphilus decimfasciatus* (Familia: Menoponidae; Suborden: Amblycera). Con esto, se pretendió ahondar en el conocimiento de estos parásitos, en cuanto a su morfología y a la interacción con el huésped. Se logró concluir que los ectoparásitos del orden Phthiraptera afectan de forma significativa a las aves silvestres, y que el género *Ciconiphilus* afecta de forma mayoritaria a las aves del género *Nycticorax*. Por otro lado se sugirió acerca de la necesidad de plantear futuros estudios relacionados con el tema en el territorio nacional, aunque no se debe negar el gran desafío que esto implica pues existe una gran deficiencia de investigadores con experiencia en el área y claves referentes a los parásitos de las especies silvestres colombianas. Este estudio se presentó como un punto importante de referencia para Médicos Veterinarios, Médicos Veterinarios Zootécnicos, Zootécnicos, Biólogos, Entomólogos y otras carreras afines, pues es muy poco el conocimiento y también los estudios realizados nacionalmente en torno a este tema.

Palabras clave: *Ciconiphilus*, Colombia, guaco común, piojos masticadores, taxonomía.

ABSTRACT

The wild birds occupy a very important position in the national biodiversity, because they are represented by a wide wealth of species inhabiting the Colombian territory. This paper identified the ectoparasites of wild birds of Colombia, collected in a previous investigation. For it, previously captured 7 *Nycticorax nycticorax* birds in La Guajira and their ectoparasites were collected, all in the framework of the project "Implementation of the Environmental Sectoral National Plan of Surveillance and Prevention of Avian Influenza in Wild Species in Prioritized Wetlands in the Caribbean, Pacific, Oriental and South Regions" carried out by the Ministry of Atmosphere and Sustainable Development (MADS) in agreement with the Wildlife Conservation Society (WCS). In total there were 24 ectoparasites, all of the order Phthiraptera, all them of the order Phthiraptera. The specimens were clarified in KOH to 10%, dehydrated in serial alcohols 70 - 99.9% and then mounted in slides for their correct morphological and taxonomic identification in the microscope. Later on, these samples were analyzed in the laboratory and were taken images; to be sent to experts at national and international level. The results of the lice found in the *Nycticorax nycticorax* correspond to the species mainly of *Ciconiphilus decimfasciatus* (Family: Menoponidae; Suborder: Amblycera). With this, whit this we intended to further our understanding of these parasites in their morphology and interaction with the host. It was possible to conclude that the order Phthiraptera ectoparasites significantly affect wild birds, and the genera *Ciconiphilus* affects from a majority way to the birds of the genera *Nycticorax*. On the other hand, it was suggested on the need to raise further related issue in the country studies, although it should no deny the great challenge that this implies as there is a great deficiency of researches with expertise in the area and keys relating to the parasites of Colombian wild species. This study was presented as an important point of reference for Veterinary Doctors, Veterinary Doctors and Zoo techniques, Zoo techniques, Biologists, Entomologists and other careers related, because it is very little the knowledge and also the studies carried out nationally around this topic

Keywords: Black crowned night heron, *Ciconiphilus*, chewing lice, Colombia, taxonomy.

INTRODUCCIÓN

Los parásitos representan un aspecto importante de la biodiversidad que todavía no se ha estudiado en profundidad (Windsor, 1995; Hoberg et al., 1997). Muchas especies de aves albergan una fauna parasitaria diversa; algunas especies son específicas del huésped y otras pasan todo su ciclo de vida en él. Bowman (2011) menciona que el costo del huésped a la hora de mantener a sus parásitos puede ser trivial o, por el contrario, ser sustancial o incluso insostenible. Depende de la carga parasitaria, del tipo y grado de agresión que ocasionen, del estado inmunitario y nutricional del huésped. Por ejemplo, la mayoría de parásitos que se han identificado en las aves silvestres no causan enfermedades clínicas (Friend y Franson, 2002), y algunos parásitos, como los ácaros de las aves, incluso podrían beneficiar al huésped (Proctor y Owens, 2000).

Por lo tanto es muy importante proteger las poblaciones de parásitos específicos del huésped puesto que es esencial para la salud y la supervivencia de la población del huésped que participa en cualquier programa de conservación (Gompper y Williams, 1998). La desaparición de una especie de parásitos puede alterar el equilibrio y la interacción entre las especies de parásitos restantes dentro del huésped. De hecho, la densidad evolutiva de los parásitos está relacionada con la de sus huéspedes (Stork y Lyal, 1993).

La identificación de ectoparásitos es importante en el campo de la Medicina Veterinaria, debido a que es un primer paso para evitar que éstos afecten severamente a las especies animales, en este caso, las aves silvestres; ya sea de modo directo o indirecto; al llegar a actuar como vectores biológicos y mecánicos de diversos agentes patógenos (Parra *et al.*, 2011). Desafortunadamente, en Colombia, pese a ser el segundo país con mayor biodiversidad en el mundo, ocupando el tercer lugar en vertebrados terrestres, con 3.347 especies, de las cuales el 54% lo representan las aves (Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial, 2002), el conocimiento y las investigaciones en torno a este tema es realmente poco, en contraposición con otros países; como por ejemplo Turquía, (Girisgin, Dik & Girisgin, 2013), quienes expusieron un estudio cuyo objetivo fue la identificación de piojos masticadores en aves silvestres migratorias y no migratorias en la provincia de Bursa, la cual se encuentra localizada en el noroeste de Turquía. De la misma forma Dik y Uslu (2008) en su trabajo identificaron las especies Mallophaga observadas en pelícanos blancos

(*Pelecanus onocrotalus*). En Colombia, tan sólo se registran los estudios realizados por Oniki y Willis (1991) y Carriker (1959; 1960; 1961). Éste último autor, según reporta Parra et al. (2011), es probablemente el último estudio reportado de ectoparásitos de aves silvestres colombianas, realizando diversos estudios sobre los Phthiraptera en aves colombianas.

Entre los objetivos de este proyecto se encuentra, llegar a reportar ciertos tipos de parásitos que afectan a las aves silvestres neotropicalés. Precisamente, por ese poco conocimiento e investigación nacional, se desconoce con certeza y aún no se han documentado, las especies de ectoparásitos presentes en especies de aves silvestres.

OBJETIVOS

Objetivo General

- Identificar los ectoparásitos colectados del ave silvestre *Nycticorax nycticorax*.

Objetivos Específicos

- Implementar técnicas de laboratorio para la preservación y montaje de ectoparásitos en aves silvestres.
- Determinar el tipo de ectoparásitos especie – específico que posiblemente estén afectando a la especie de ave *Nycticorax nycticorax*.
- Establecer las medidas de las partes más relevantes de los especímenes de ectoparásitos a estudiar.

1. MARCO TEÓRICO

1.1 Importancia de la Taxonomía

El objeto de la taxonomía animal es clasificar los distintos tipos de individuos que se encuadran dentro de este reino en una serie de grupos determinados. La actual nomenclatura binomial que describe el género y especie (ambos escritas en letras cursivas), fue ideada en el siglo XVIII por el botánico Carlos Linneo, quien es considerado el padre de la taxonomía. Al abordar específicamente al filo artrópodo (gr. *Arthros*= articulación, *pous*= pie), cuyo término fue propuesto en el año 1845; se debe saber que este filo, está formado por un amplio grupo de animales (aproximadamente 1.000.000 de especies conocidas) los cuales han alcanzado una gran diversidad de formas (arañas, ciempiés, crustáceos, insectos, garrapatas, etc.) y han tenido un gran éxito evolutivo, siendo el filo animal más abundante (Samour, 2010).

Así mismo es muy importante destacar que es la entomología veterinaria la cual brinda información específica sobre las características morfológicas de los invertebrados (Davies, 1991). Por ello los más importantes son los artrópodos los cuales a nivel general se caracterizan morfológicamente por ser segmentados y presentan simetría bilateral. En su descripción básica no se puede dejar de lado un rasgo diferenciador: el exoesqueleto, de naturaleza quitinosa y secretado por células especializadas de la hipodermis (Padilla y Cuesta, 2003).

1.2 Ectoparásitos en Aves Silvestres

Los artrópodos que se encuentran con más frecuencia y que afectan piel y plumas de las aves son los piojos y ácaros, pero también pueden observarse pulgas, garrapatas y moscas. Se encuentran varios grupos de artrópodos que afectan a las aves silvestres, siendo principalmente de la clase de los insectos de los cuales se distinguen varios ordenes en aves como Phthiraptera (suborden Amblycera), Siphonaptera (Echidnophaga) (Davies, 1991); de la clase arácnida, se hallan los subórdenes Metastigmata (Argasidae e Ixodidae);

Mesostigmata (Dermanyssidae, Macronyssidae, Rhinonyssidae); Astigmata (Knemidocoptidae); Prostigmata (Syringophilidae, Trombiculidae) (Bowman, 2009).

Muchas de las especies que afectan a las aves son ectoparásitos que habitan en el tegumento, aunque algunos también se encuentran en el nivel subcutáneo, en los órganos respiratorios (tráquea, sacos aéreos) y en las vísceras (Samour, 2010). Arnold (2006) afirma que los parásitos del orden Phthiraptera, género *Acidoproctus*, son realmente los que más se presentan en las aves silvestres, teniendo predilección por las de la familia Anatidae y Anseranatidae. De la misma forma se menciona que ciertos piojos como *Austromenopon* spp., *Quadriceps* spp, *Saemunssonia* spp. y *Ciconiphilus* spp. pueden afectar seriamente a las aves del orden Charadriiformes (Figueredo, Santos & Guerra, 2010).

1.2.1 Ectoparásitos del Orden Phthiraptera

Los piojos, se han dividido tradicionalmente en dos órdenes; Mallophaga (piojos masticadores) y Anoplura (piojos chupadores). Los piojos de las aves están incluidos, como se verá más adelante, en el primer orden; ya que los huéspedes del segundo grupo, son únicamente mamíferos. Actualmente, el orden Mallophaga ya no es considerado taxonómicamente con dicho nombre; se le llama Phthiraptera (Smith, 2014).

Rozsa (1991) concluyó que los antepasados de Mallophaga y Anoplura eran todos especies de vida libre antes del periodo triásico y estos no parasitaban la piel de los reptiles antiguos.

Hay muchas especies de Phthiraptera que se han registrado a partir de un solo huésped, mientras que algunas otras especies se han registrado en varias especies de aves estrechamente relacionadas. Por ejemplo: *Philopterus subflavescens* se ha registrado en cerca de 50 especies de las aves Paserinas; *Degeeriella vulgata* es también común en los Passerines; *Philopterus gonothorax* y *Degeeriella ornata* son encontradas en la mayoría de las gaviotas. Muy frecuentemente varias especies de piojos pueden ocurrir en una sola especie de huésped. Estas relaciones de parasitismo se pueden usar para determinar más o menos los especímenes de Phthiraptera en muchos casos (Peters, 1928).

Se encuentran con frecuencia en las aves de vida libre, y también en las aves en cautiverio, como las paserinas, las psitácidas, las rapaces y las aves de corral. Algunas especies que afectan a las aves silvestres son *Menopon gallinae*, *Menopon stramineum*, *Philopterus*,

Colpocephalum y *Lipeurus* (Storer & Usinger, 1961). Generalmente, las infestaciones más graves se observan en las aves enfermas o con lesiones. La disminución de la actividad de limpieza en las aves enfermas puede hacer que aumente la población de piojos. Generalmente el intercambio directo de un ave a otra es el mecanismo de transmisión primario de los piojos (Clayton et al., 2005).

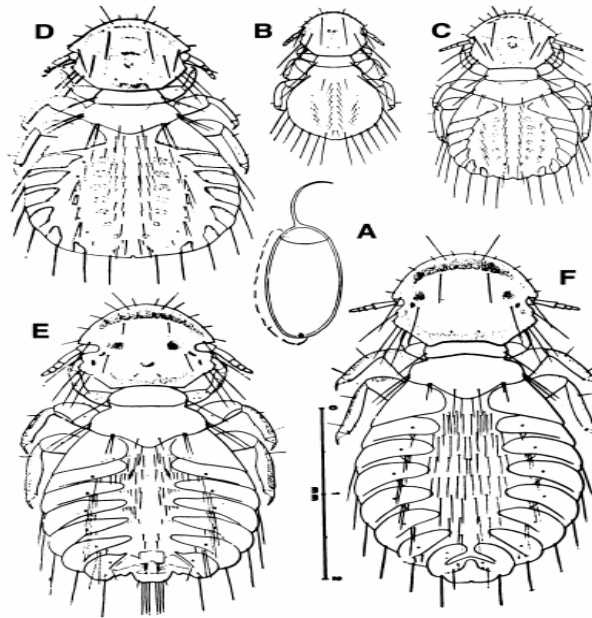
Los Phthiraptera se encuentran más abundantemente en las aves que anidan en colonias o que estén de otro modo, estrechamente asociados (Peters, 1928). La migración de los parásitos probablemente ocurre solamente cuando los cuerpos de los huéspedes entran en contacto. Kellog (1899) afirma que desde un lugar tan probable como una roca en el océano en donde ha ahuyentado algunas aves marinas, no se pudo encontrar ningún Phthiraptera.

Todas las aves acuáticas y costeras parecen ser más bien fuertemente infestadas con Phthiraptera. Los piojos que afectan a las aves nadadoras o buceadoras no están equipados para su vida pseudoacuática. Ellos nunca entran, necesariamente en contacto con el agua ya que viven en la base de las plumas donde ésta nunca penetra, y en donde ellos tienen una cantidad constante y suficiente de suministro de aire para la inmersión más larga posible del huésped. Halcones, búhos, cuervos y otras aves terrestres grandes suelen ser infestadas, mientras que las aves terrestres más pequeñas son comúnmente menos infestadas, excepto aquellos gregarios (Peters, 1928).

Algunos casos dispersos se pueden hallar en la naturaleza. Las aves de caza pueden encontrarse con los piojos que sin duda han venido de algunas de sus víctimas. Por otro lado, se pueden encontrar piojos de aves acuáticas en aves terrestres. Esto se explica porque se pueden observar frecuentemente ambos tipos de aves posando muy cercanas en las rocas, haciendo realmente muy fácil que ocurra la migración de parásitos. Kellog (1899) reporta varios casos en los que se encontraron Phthiraptera típicos de aves acuáticas en aves terrestres en pequeñas islas oceánicas (Peters, 1928).

Todas las etapas de desarrollo de los piojos se dan en el huésped, y éstos morirán muy pronto si ya no están sobre él. Las etapas son: el huevo, tres estadios ninfales, cada uno marcado por una muda del exoesqueleto, y adulto. Debido a que las ninfas se parecen mucho a los adultos, la metamorfosis de éstos parásitos es simple o gradual (Graham y Price 1997) (Figura 1).

Figura 1. Ciclo de vida de *Goniodes gigas*. A. Huevo; B. Primer estadio ninfal; C. Segundo estadio ninfal; D. Tercer estadio ninfal; E. Macho adulto; F. Hembra adulta.



Tomado de Conci (1956).

Los piojos tienden a ser altamente específicos con sus huéspedes, es decir, por lo general parasitan una especie de animal o un pequeño grupo de éstos que estén estrechamente relacionados (Graham y Price, 1997). En un estudio en el que se colectaron 127 aves neotropicales, Clayton et al. (1992) obtuvo evidencia de que los piojos eran extremadamente huésped-específicos.

La mayoría de piojos causan irritación, inflamación y prurito por el movimiento que tienen en la piel del huésped y su actividad alimenticia. Además de servir como vectores de enfermedades, pueden provocar un gran número de lesiones directas. Hopla et. al (1994) afirmaron que estos parásitos pueden causar anemia, reacciones inmunes perjudiciales de hipersensibilidad (anafilaxia, etc.), irritabilidad, dermatitis, necrosis de piel, ganancia reducida de peso, infecciones secundarias, hemorragias localizadas, obstrucción de orificios (como el canal auditivo), inoculación de toxinas y sangrado. Aunque entre las aves silvestres, el efecto no es tan notable, éstos, sin duda, no pueden albergar ectoparásitos sin sentir cierto malestar. La lesión es causada principalmente por la irritación de la piel del ave por las afiladas uñas de los parásitos. Las aves se desempolvan así mismas y se mueven con

frecuencia, en un esfuerzo por sofocar a los piojos. También eliminan algunos de su cuerpo, por medio del picoteo y el rascado con sus patas (Peters, 1928).

Independientemente si el huésped es un ave o un mamífero, un piojo masticador pasa toda su vida en un micro hábitat muy especializado, en o muy cerca, de la piel del huésped; y se alimenta de las sustancias orgánicas encontradas en ese hábitat como lo son las partículas de la piel, pelo, plumas, otros residuos de la piel, fluidos tisulares, y en algunos casos la sangre (Graham y Price, 1997).

La revisión de la bibliografía mundial sobre Malófagos, muy especialmente la lista citada (Price et al., 2003) pone de manifiesto las especies de malófagos potenciales que pueden vivir sobre las especies de aves, así como de mamíferos en Colombia, la cual proporciona un conocimiento de la distribución de estos parásitos en las diferentes comunidades de huéspedes.

1.2.2 Clasificación Taxonómica de los Piojos

Ver ANEXO 1.

1.2.3 Piojos masticadores

Todos los piojos masticadores están en el orden Phthiraptera. En todos los estadios de su desarrollo, cerca de 2.500 especies que componen este orden, son parásitos obligados de aves o mamíferos y, como tal, son totalmente dependientes de sus huéspedes para la alimentación y para la localización de los micro hábitats que deben ocupar para sobrevivir; el cual es conocido como “dermecos” por Smit (1972) quien acuñó dicho termino para referirse al microambiente creado por estos ectoparásitos, en la piel y sus derivaciones. De las aproximadamente 2.500 especies de Phthiraptera (antigua Mallophaga), se estima que más de 2.000 son parásitos de aves y sólo 467 lo son de mamíferos (Kim et al. 1990). El gran número de huéspedes aviarios de este orden de piojos, ha hecho que muchos autores se refieran a estos como piojos de las aves, pero es mejor nombrarlos como lo refiere su orden. Su parasitismo determina el interés de su estudio y conocimiento ya que el grado y la intensidad de sus infestaciones pueden influir directamente en la salud de los huéspedes, incluso en caso de infestaciones masivas en la muerte de los mismos. Su especificidad

parasitaria les convierte además en referencia para estudios de biodiversidad, siendo un modelo interesante de organismos en estudios de coespeciación (Martín, 2006).

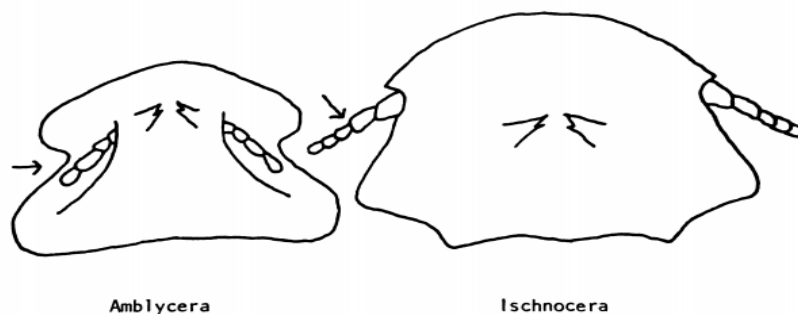
La mayoría de las especies tienen mandíbulas prominentes en la parte inferior de la cabeza, que es redondeada e igual o más ancha que el tórax. El protórax está claramente separado de los otros segmentos torácicos (Graham y Price 1997).

En general, los Phthiraptera cambian de huéspedes cuando dos o más aves o mamíferos de la misma especie, entran en contacto estrecho unos con otros, tal como el contacto de una hembra con sus pichones (Graham y Price 1997). Aunque Keiran (1975) registró una colecta de moscas y otros insectos voladores, con piojos firmemente unidos a sus cuerpos. Se presume que el piojo usa la marcha de estos animales para el transporte de un huésped a otro.

1.2.3.1 Suborden Amblycera

Los piojos masticadores del suborden Amblycera, difieren de otros Phthiraptera en que el tercer segmento antenal es pedunculado y las antenas se encuentran empotradas en las ranuras de la cabeza (Figura 2). Las mandíbulas se encuentran en paralelo a la superficie ventral de la cabeza; los palpos maxilares, que por lo general tienen cuatro articulaciones, pero pueden tener de 2 a 5, están presentes; y por lo general una sutura distinta divide el mesotórax y metatórax. Los palpos labiales están presentes en todas las familias excepto Ricinidae (Graham y Price 1997).

Figura 2. Diferenciación de Amblycera e Ischnocera. Nótese en Amblycera que las antenas se ocultan en la ranura de la parte inferior de la cabeza.



Tomado de Tuff (1977).

Cuatro de las familias de Amblycera parasitan mamíferos (Abrocomophagidae, Boopiidae, Gyropidae, Trimenoponidae) y tres lo hacen en aves (Laemobothriidae, Menoponidae, Ricinidae). Aunque hay excepciones raras; por ejemplo una especie de Boopiidae es un parásito de los casuarios. Aunque los miembros de Amblycera se alimentan de materiales particulados de la piel y anexos de sus huéspedes, algunos son conocidos por ingerir ocasionalmente sangre, y otros se cree que se alimentan con más frecuencia de la sangre o tal vez toda su dieta se basa en ella (Graham y Price 1997).

1.2.3.1.1 Familia Laemobothriidae

Los piojos de esta familia parasitan a las aves. Su tamaño es grande; por ejemplo la longitud media de un *Laemobothrion vulturis* hembra fue de 10.61 mm (Nelson y Price 1965).

Los Laemobothriidae se distinguen de otros Amblycera porque tienen un área esculpida en las sienas (márgenes posterolaterales en la cabeza), el fémur III presenta en su área ventral microtriquios, y los extremos distales de la tibia II y III presentan manchas terminales en la parte dorsal, y éstas también poseen microtriquios (Nelson y Price, 1965).

Aparentemente, estos ectoparásitos no se encuentran en aves de corral. Las especies del subgénero *Laemobothrion* han sido recolectados de muchas aves del orden Falconiformes: cóndor, muchas especies de halcones, gavilán, águila real, entre otros. Por otro lado, el subgénero *Eulaemobothrion* parasita aves acuáticas del orden Ciconiiformes (Se han encontrado en cigüeñas e ibis) y el orden Gruiformes (Peters, 1928).

1.2.3.1.2 Familia Ricinidae

Ricinus es el género de Ricinidae con el número más grande de especies que parasitan a las aves Paseriformes en todo el mundo. Los géneros *Trochiloecetes* y *Trochiliphagus*, son parásitos de colibríes en el nuevo mundo (Peters, 1928).

Aunque sus huéspedes son pequeños, los miembros de esta familia son sorprendentemente grandes. Varias especies de *Trochiliphagus* tienen más de 3 mm de largo (Carriker, 1960).

Las piezas bucales de éstos parásitos están modificadas para chupar sangre (Nelson 1972); y algunos autores afirman que la sangre es el único alimento de los Ricinidae. No presentan

palpos labiales como lo hacen todos los otros Amblycera, y las mandíbulas, algunos autores las describen como agujas, siendo muy adecuados para la perforación de la piel. En esta familia se pueden encontrar mandíbulas tanto monomórficas como dimórficas (Peters, 1928).

Los escleritos dorsales del mesotórax, el metotórax y el primer segmento abdominal se encuentran fusionados formando un solo esclerito. La cabeza tiende a ser alargada, casi de forma cónica, con el ápice redondeado (Peters 1928).

Los huevos grandes de los piojos de Ricinus, son muy distintivos. Se diferencian de otros Phthiraptera, en un mismo huésped por su tamaño, forma, color, y especialmente en su escultura (Peters 1928).

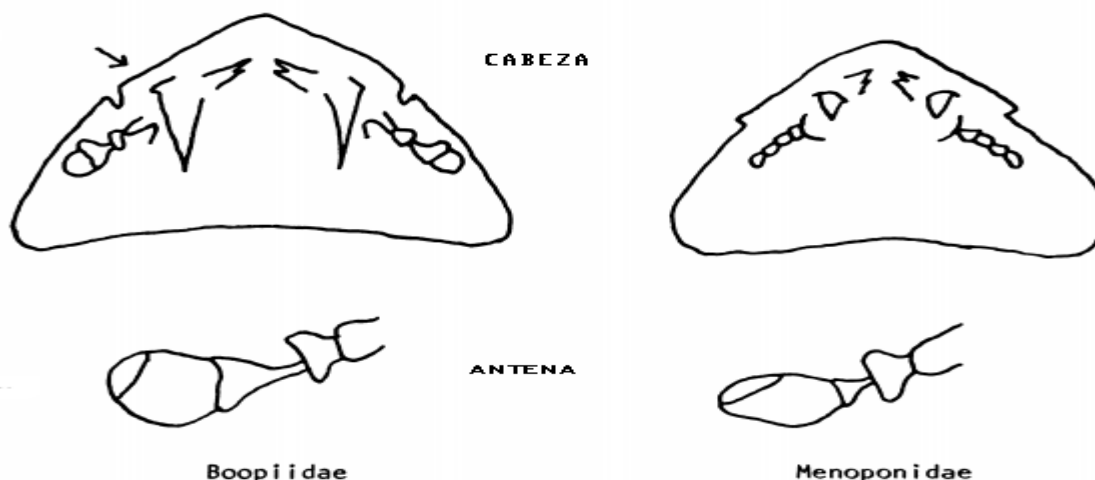
1.2.3.1.3 Familia Menoponidae

Menoponidae es la mayor de las familias de Amblycera. Ocurren en todo el mundo y todas las especies son ectoparásitos de aves.

Muchos de los géneros de Menoponidae se consideran huésped-específicos ya que parecen estar restringidos a un solo grupo de aves: a una sola familia o a una sola orden. Pero otros géneros parasitan una variedad mucho más amplia de aves. Por ejemplo, hay registros de *Menacanthus* en cinco órdenes de aves y *Colpocephalum* en siete órdenes de éstas (Clay, 1957).

Los piojos de ésta familia tienen una amplia cabeza triangular que se expande por detrás de los ojos (Figura 3). Los palpos maxilares tienen 4 segmentos, el palpo labial está presente, por lo general con un segmento, y tiene 5 setas distales. Las antenas pueden presentar 4 o 5 segmentos. Los segmentos torácicos no están fusionados y están separados por el tergo 1. El mesonoto no tiene protuberancias de soporte de seta. Las patas 2 y 3 tienen 2 uñas tarsales (Graham y Price 1997). La familia se diferencia de la Boopiidae, en que los procesos espinosos en la parte inferior de la cabeza se reducen o están ausentes y las antenas también presentan las diferencias, apreciadas en la Figura 3.

Figura 3. Boopidae presenta un proceso espinoso largo y grueso proyectado hacia atrás de la parte anterior de la cabeza. Nótese las diferencias estructurales en las antenas de cada familia.



Tomado de Tuff (1977).

Las especies de Menoponidae se encuentran en una amplia variedad de aves: albatros, pelícanos, perdices, garzas, patos, gansos, cisnes, buitres, águilas, halcones, pollos, pavos, gaviotas, palomas, loros, búhos, pájaros carpinteros, gorriones, pájaros cantores paseriformes, entre otras. Calaby (1970) señala que estos piojos se producen en todas las especies de aves que han sido lo suficientemente estudiadas.

La mayoría de los Menoponidae son piojos que se mueven alrededor del cuerpo de sus huéspedes, pero algunos de los géneros tienen hábitats inusuales. Especies como *Actornithophilus*, *Comatomenopon* y *Somaphantus* viven al interior del cálamo de las plumas primarias y secundarias de sus huéspedes (Emerson 1958; Clay 1962) y aparentemente todos los estadios de su desarrollo se encuentran en ese micro hábitat. Las especies conocidas de *Piagetiella* viven dentro de la bolsa de los pelícanos y de los Phalacrocoracidae, donde se adhieren firmemente. Salen de la bolsa sólo para poner huevos en sus plumas (Graham y Price 1997).

Debido a la popularidad y alto valor monetario de las aves de corral, sólo los Menoponidae de estas aves son los que han recibido un número mayor de estudios.

1.2.3.1.3.1 Género *Ciconiphilus* spp.

El género *Ciconiphilus* (Bedford, 1939) contiene 14 especies reconocidas de piojos, cuya distribución conocida es limitada a ciertos miembros de los órdenes Ciconiiformes y Anseriformes (Price et al. 1965)

Bedford (1939), describiendo este género, ofreció caracteres tan generales como para ser aplicables a otros géneros de menoponidae: “Cabeza alrededor de un tercio o menos, ancha que larga. La frente y las sienas son redondeadas. En cada lado de la frente, enfrente de los ojos hay una hendidura amplia. Los ojos son bien desarrollados. Mandíbulas con sólo un diente. El esclerito esofágico y las glándulas están bien desarrolladas. Antenas de 4 articulaciones, con el segundo segmento con una expansión anterior grande, y la tercera, es más pequeña en la base. Mesonotum corto, separado del metanotum por una sutura, la última con márgenes laterales divergentes. Patas normales, el fémur posterior con peines en el vientre. El abdomen es elongado y ovalado, con el segmento apical redondeado en ambos sexos. Tergitas y esternitas con placas bien desarrolladas. La tercera esternita solo tiene peines en los ángulos lateroposteriores de la placa. La genitalia del macho con placas basales tipo varilla.

Price et al. 1965 agregan nuevos detalles, logrando caracterizar mejor todos los piojos considerados como *Ciconiphilus*: Cabeza relativamente ancha con hendidura preocular estrecha, 4 setas en la cabeza de pequeñas a diminutas, del lado mediodorsal, todas las setas occipitales son largas, 3 setas templomarginales bien largas, segmento terminal antenal esencialmente globoso; casi tan largo como ancho en el segundo segmento, placas abdominales tergaes I-IX no divididas medialmente, setas postespiraculares bien largas en I-VIII, las hembras presentan las esternitas VII-VIII fusionadas, vulva sin fila auxiliar lateral de setas enganchadas, el ano de la hembra es más o menos ovalado y por lo general sin setas interiores, hembras sin estructura reticulada interna de la cámara genital obvia, el esclerito genital del macho con proyecciones lateroposteriores, y en general el dimorfismo sexual asociado con el tamaño es poco, así como con la terminalia ventral y ciertas características de quetotaxia ventral (Figura 4).

1.2.3.1.3.1.1 *Ciconiphilus decimfasciatus*

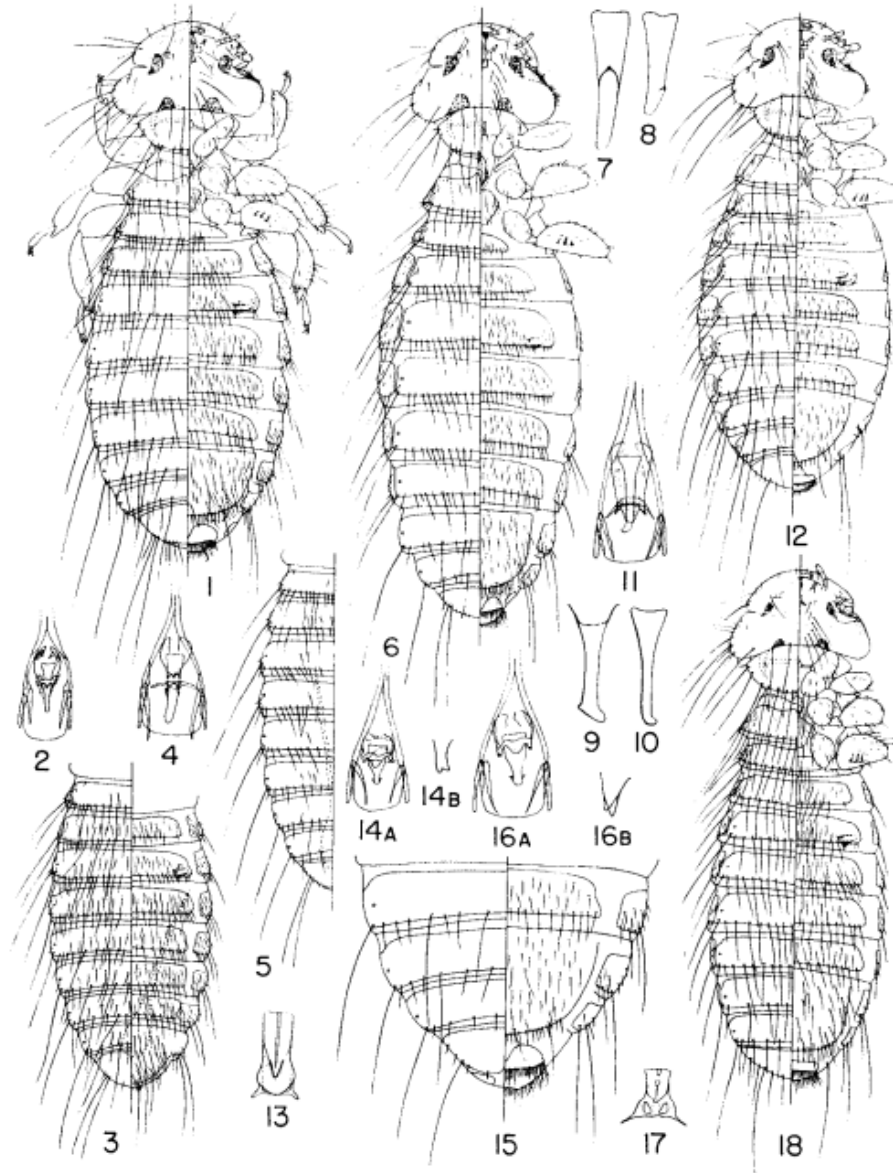
Hembra: Cabeza con un nudo occipital y carina asociada débilmente desarrollados, fila de peine subocular precedido sólo por 1-2 setas medianas; el resto de la cabeza y el protórax es como el de *C. quadripustulatus*. El margen del metanotum tiene 10 setas largas, la placa metaesternal cuenta con 8-10 setas. Las terguitas abdominales I-VII tienen cada una con 11-15 medianas a largas setas marginales; VIII con 8. Hay escasas setas anteriores de pequeñas a largas en: I, 0-2; II-IV, 2-6; V, 1-2; VI, 0-2; VII, 0-1; VIII, 0; las setas anteriores representan en número en II-VI de 7-18. La última terguita con una seta lateral bien larga precedida por 1-2 setas cortas y con 1, o con menor frecuencia 2 o 3, setas posteriores internas de cada lado. Esternitas abdominales con setas de pequeñas a medianas: I, 4-6; II-III, 22-31; IV, 37-52; V-VI, 28-41; VII, 29-35. El margen de la vulva tiene 9-14 setas, anteriormente con 22-33. Placa ventral bordeando el ano, no dentada medialmente. Margen anal de 31-37 setas ventrales y 23-36 setas dorsales, todas cortas y de longitud uniforme, sin setas internas. Dimensiones: anchura del protórax, 0.36-0.38; largo total, 1.89-2.03 (Price et al., 1965).

Especímenes de otros huéspedes diferentes del específico, muestran algunas diferencias de los rangos citados, sin embargo ninguno de ellos es lo suficientemente consistente como para permitir una diferenciación específica o de subespecie. Las principales desviaciones de ciertos especímenes consisten en: hasta 16-20 setas marginales tergales en algunos segmentos abdominales II-VII, hasta 4 setas tergales más anteriores en alguno de los segmentos II-VI, ocasionalmente unas pocas setas más anales en una u otra franja y dimensiones algo menores en general, a las mencionadas (Price et al., 1965).

Macho: La cabeza y el tórax son como el de la hembra. Las setas abdominales tienen longitudes esencialmente como las de la hembra, pero con menos setas tergales anteriores (I, 0; II, 0-3; III, 1-3; IV, 1-4; V-VI, 0-1; VII-VIII, 0) y con 2 setas laterales bien largas en cada lado de la tergita IX. La genitalia tiene un esclerito genital elongado, teniendo un par de puntos lateroposteriores prominentes y un proceso mediano redondeado, pene elongado, delgado, con un margen basal casi recto y curvo apicalmente, pero uniformemente redondeado. Dimensiones ligeramente más pequeñas que para la hembra: ancho del protórax, 0.33-0.34, largo total, 1.64-1.70 (Price et al., 1965).

Esta especie, junto a con las nuevas especies que estén directamente relacionadas con *C. melanolophi*, representan el único *Ciconiphilus* conocido de la familia Ardeidae, de alcaravanes y garzas (Price et al., 1965).

Figura 4. Características de *Ciconiphilus*.



1-3. *C. quadripustulatus*: 1. Hembra; 2. Genitalia del macho; 3. Abdomen (Macho). 4-7. *C. temporalis*: 4. Genitalia del macho; 5. Abdomen vista dorsal del macho; 6. Hembra; 7. Pene. 8. *C. africanus*, pene. 9. *C. melanolophi* n. sp., pene. 10-12. *C. decimfasciatus*: 10. Pene; 11. Genitalia del macho; 12. Hembra. 13-15. *C. matosi*: 13. Esclerito esofágico; 14A. Genitalia del macho; 14B. Proceso lateroposterior del esclerito en la genitalia del macho; 15. Terminalia de la hembra. 16-18. *C. cygni* n. sp.: 16A. Genitalia del macho; 16B. Proceso lateroposterior del esclerito en la genitalia del macho; 17. Esclerito esofágico; 18. Hembra.

(Tomado de Price et al. 1965).

1.2.3.1.3.2 Clave taxonómica para *Ciconiphilus* (Price et al., 1965)

1. Prosternum con 1-3 setas largas o medianas, además del usual par de setas diminutas (Fig.4 No.6).....2
 Prosternum sólo con el par usual de setas medianas a pequeñas.....3
2. Machos con pene como en la Fig.4 No.7, hembra aparentemente indistinguible de abajo.....*temporalis*
 Macho con pene como en la Fig.4 No.8.....*africanus*
3. Hembra con 2 setas anales interiores (Fig.4 No.1); macho con más de 8 setas anteriores en cada tergita II-VI (Fig.4 No.3) y con genitalia como en la Fig.4 No.2.....*quadripustulatus*
 Hembra sin setas anales interiores, macho ya sea con menos de 8 setas anteriores en la mayoría de todos los tergitos II-VI, o si más, los órganos genitales Fig.4 No.14A-B.....4
4. La mayoría de los segmentos abdominales con setas tergo-centrales entre cortas y largas (Fig.4 No.12); márgenes laterales de la cabeza como en la Fig.4 No.12; escleritas esofágicas como en la Fig.4 No.13.....5
 Segmentos abdominales con setas tergo-centrales relativamente largas uniformemente (Fig.4 No.18); cabeza como la Fig.4 No.18; escleritas esofágicas como en la Fig.4 No.17.....7
5. Fila de peine subocular con 3-4 de tamaño mediano inmediatamente anterior a éste; hembra con la pequeña placa tergal lateroposterior en el último segmento, la genitalia del macho como en la Fig.4 No.14A-B.....*matosi*
 Fila de peine subocular con no más de 2 medio setas inmediatamente anterior a él, hembra sin la pequeña placa tergal lateroposterior en el último segmento, genitales masculinos cercanos a los de la Fig.4 No.11.....6

6. Hembra con tergitas abdominales II-VI que tiene un total de más de 3 setas anteriores, genitalia del macho con el pene como el de la Fig.4 No.10.....*decimfasciatus*

Hembra con tergitas abdominales II-VI que tiene sólo un total de 0-3 setas anteriores, genitalia del macho con el pene como en la Fig.4 No.9.....*melanolophi*

7. Margen del metanotum y de la tergita abdominal I con la segunda seta desde afuera larga, esencialmente con el mismo largo de la seta tergo central (Fig.4 No.18).....*cygni*

Margen del metanotum y de la tergita abdominal I con la segunda seta desde afuera bien corta más corta que la seta adyacente.....*pectiniventris*

1.2.3.2 Suborden Ischnocera

Las antenas de los miembros de este suborden son filiformes, totalmente expuestas, y poseen 3 o 5 segmentos. Las mandíbulas se juntan en más o menos un ángulo derecho a la cabeza. Los palpos maxilares están ausentes. El mesotórax y metatórax están fusionados para formar un solo segmento, que es el pterotórax. (Graham et al., 1997).

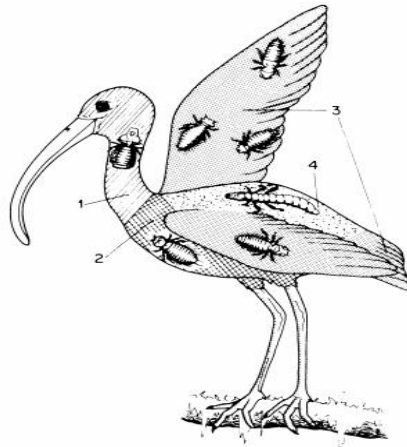
Los taxonomistas reconocen universalmente la división de Ischnocera en dos familias principales: Philopteridae (parásitos de las aves) y Trichodectidae (parásitos de mamíferos) (Graham et al., 1997).

1.2.3.2.1 Familia Philopteridae

Son más especializados que Amblycera en parasitar aves. En contraste con Amblycera, los Philopteridae rara vez se mueven en la piel del huésped, sino que permanecen inmóviles en el plumaje, a menudo unido a una pluma con sus mandíbulas. Los miembros de esta familia, tienen menos probabilidades de abandonar a un huésped muerto que los Amblycera (Graham et al., 1997).

El piojo Philopteridae tiene antenas de 5 segmentos y un par de uñas. También dentro de sus hábitos alimenticios, usa muy poco las partículas de sangre, por esto se le ve muy pocas veces dentro de sus intestinos. La mayoría de las especies se alimentan principalmente de las plumas. Por esto se cree que la digestión de estos piojos se debe en gran medida a las enzimas, ya que su dieta es altamente queratinosa. También, las especies de piojos que se encuentran en un solo huésped, pueden ser clasificados de acuerdo a los tipos morfológicos que ocupan diferentes nichos ecológicos en el cuerpo del huésped como por ejemplo en el cuello y cabeza del ave, se pueden encontrar piojos pequeños, con cuerpo redondeado y cabeza alargada debido a las mandíbulas grandes y fuertes que poseen (Figura 5 (1)); en la parte ventral del ave, los piojos son de cuerpo semiredondeado (Figura 5 (2)); en las plumas de la parte posterior y alas, se pueden hallar piojos aplanados, los cuales se pueden mover rápidamente entre las plumas (Figura 5(3)); sobre la parte dorsal del huésped se pueden observar piojos alargados, planos y de gran tamaño (Figura 5 (4)). (Graham et al., 1997).

Figura 5. Nichos ecológicos ocupados por diferentes especies de piojos en el mismo huésped.



(1. Cabeza y cuello; 2. Parte ventral; 3. Plumaje parte posterior y alas; 4. Parte dorsal)

Tomado de Askew (1971).

Philopteridae es la mayor familia de los Phthiraptera. Marshall (1981) calculó que más de la mitad (1460 de 2590) de las especies en este orden, son de la familia Philopteridae. Casi todos los órdenes de aves son parasitados por al menos un género de Philopteridae. Por eso es acertado afirmar que son piojos altamente distribuidos en el mundo y de representación económica alta, pues afectan en gran medida a las aves de producción (Graham et al., 1997).

1.2.3.2.2 Familia Trichodectidae

Esta familia de piojos se encuentra en todo el mundo. Todos los huéspedes conocidos son los mamíferos. Los Trichodectidae se distinguen de otros Ischnocera por tener una sola y, usualmente prominente, uña tarsal en cada pata, y por tener sólo 3 segmentos en las antenas (excepto para las *Eurytrichodectes* hembras que tienen 5 segmentos aparentes, debido a que el segmento distal parece estar dividido en 3) (Ewing 1936).

1.3 Ave de estudio: *Nycticorax nycticorax*

Figura 6. *Nycticorax nycticorax*.



Tomado de Duarte, (2008); Tidman, (2014).

Es un ave silvestre migratoria aunque en Colombia se considera como un ave residente debido a que no hace migraciones estacionales puesto que es un país tropical y estas aves van a tener ambientes favorables y disponibilidad de alimento constante que le permiten pasar adecuadamente su época de reproducción (BirdLife International, 2014); se le conoce comúnmente como guaco común, martinete negro o coronado negro (Black Crowned Night Heron) (Figura 6). Su hábitat generalmente son los manglares, humedales y bosques cercanos al océano. Son de hábito nocturno por lo que hacen que estos sean menos visibles durante el día; a menos que se encuentren en época de reproducción. Son muy sociables, andan en bandadas y anidan en colonias. Es la garza con mayor población alrededor del mundo (Ivory, 2002; Davis, 1993; BirdLife International, 2014; Cornell Lab, 2014). *Nycticorax nycticorax* se clasifica taxonómicamente como se representa en la Tabla 1.

1.3.1 Clasificación Taxonómica (Tabla 1)

Tabla 1. Taxonomía de *Nycticorax nycticorax*.

Sistemática	
Reino	Animalia
Phylum	Cordado
Sub Phylum	Vertebrada
Clase	Aves
Orden	Pelecaniformes
Familia	Ardeidae
Género	<i>Nycticorax</i> spp.
Especie	<i>Nycticorax nycticorax</i>
Sub Especies	<i>Nycticorax nycticorax hoactli</i> <i>Nycticorax nycticorax nycticorax</i> <i>Nycticorax nycticorax obscurus</i> <i>Nycticorax nycticorax falklandicus</i>

Tomado de ITIS, (2014); SACC, (2014)

1.3.2 Descripción Física

El *Nycticorax nycticorax* es un ave de tamaño mediano entre 56 – 72 cm y robustas en comparación con las otras especies de garzas (Cornell Lab, 2014; Christiansen, 2009).

Los Adultos:

En su cabeza tiene una coloración negra brillante en forma de corona, diferente del resto de su plumaje que es de color blanco a grisáceo (Blake, 1977). En la región de la nuca salen 2 a 3 plumas blancas, largas de hasta 25 cm (Blake, 1977). Tiene el cuello corto y grueso, cabeza grande y plana (Kushlan, 2002), ojos de color rojo intenso, patas amarillas y cortas, alas anchas y redondeadas de color gris y el pico es de color negro (Hothem et al., 2010) (Figura 7). El macho tiende a ser un poco más grande que la hembra (Davis, 1993).

Figura 7. *Nycticorax nycticorax* adulto.



Tomado de Robinsegg, (2009).

Los Jóvenes:

Su plumaje es de color marrón, con manchas claras en las alas y rayas borrosas en la parte inferior de las mismas; el pico es de color amarillo y negro (Hothem et al., 2010), ojos amarillentos o ámbar, patas gris opaco y no tienen las plumas blancas en la nuca hasta que cumplen el primer año de vida (Figura 8). Pero a medida que crecen el plumaje y la coloración cambia (Davis, 1993), lo cual ocurre aproximadamente hasta el tercer año de vida del ave.

Figura 8. *Nycticorax nycticorax* juvenil.



Tomado de Arnold, (2008); Thompson, (2012).

1.3.3 Hábitat

Pasan la mayor parte de su vida en humedales de agua salada, en pantanos de agua dulce, manglares y vegetación acuática de arroyos, ríos, lagunas, estanques, embalses y en campos de cultivo como el arroz (Del Hoyo et al. 1992); este último significativo para su

alimentación. Ellos necesitan estar cerca del agua salada o dulce debido a que su alimentación son principalmente peces. También necesitan estar en áreas boscosas para llevar a cabo su reproducción (Kushlan y Hancock, 2005).

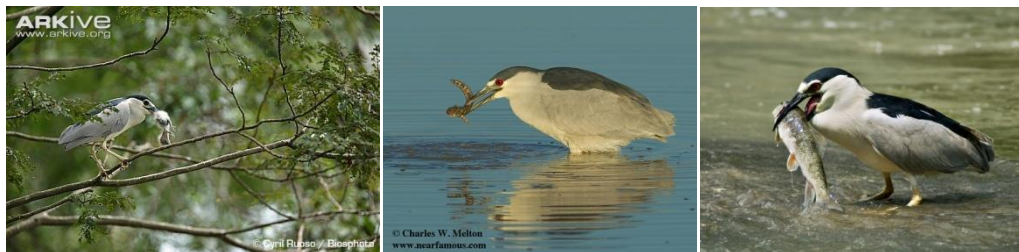
Las aves migratorias, tienden a quedarse en las zonas costeras, estuarios y lechos de aguas marinas (Kushlan y Hancock, 2005; Hockey et al. 2005).

1.3.4 Dieta

Es un depredador oportunista ya que puede llegar a alimentarse de los polluelos y huevos de otras aves, aunque su alimentación consta principalmente de peces, cangrejos, mejillones, calamares, tortugas, serpientes, ranas, lagartijas, pequeños ratones, lombrices, insectos (escarabajos, saltamontes, grillos, moscas, libélulas) (Kushlan y Hancock, 2005; Christiansen, 2009) (Figura 9) y semillas de algunos árboles o cultivos (Davis, 1993).

Estas aves a pesar de ser gregarias, se alimentan solas; lo hacen desde el atardecer hasta la madrugada; pero en épocas de cría pueden verse durante todo el día debido a que necesitan energía para el anidamiento y para sus polluelos (Birdlife, 2009; Del Hoyo et al., 1992).

Figura 9. Diferentes alimentos del *Nycticorax nycticorax*.



Tomado de Rouso, (2014); Melton, (2012); Carpentier, (2008).

1.3.5 Reproducción

Se cree que estas aves tienden a ser monógamas y se menciona que en la época de reproducción es el macho quien comienza a ser más agresivo y a dar muestras semejantes a un caminado bajo, con chasqueo de las mandíbulas, cabeza hacia abajo, cuello estirado y volteando la cabeza de modo que ésta llegue al nivel de las patas, para producir su vocalización, que generalmente es una canción y un baile con el fin de atraer a las hembras; de modo que estos cortejos causan un efecto estimulador, que son esenciales para la reproducción de estas aves coloniales (Ivory, 2002).

Una vez el macho ha comenzado el cortejo e inicia el contacto con las hembras, primeramente las rechaza pero ya al final él mismo permite que las hembras se acerquen. Una vez el macho y la hembra estén juntos como pareja; sus patas toman una coloración rosa, lo que quiere decir, que ya se puede realizar la cópula, la cual se lleva a cabo dentro o cerca al nido (Ivory, 2002).

Hay una cría por temporada. El *Nycticorax nycticorax* anida en colonias, por ello es muy común encontrar varios nidos de esta ave en un mismo árbol, acantilado o cañaveral, pero siempre en áreas protegidas (Kushlan y Hancock, 2005); a una altura aproximada de 2,5 metros del suelo o del agua y cercanos al lugar de alimentación. El nido se construye cerca del tronco del árbol, inicialmente por el macho que lleva raíces, ramas y hierbas (del Hoyo et al., 1992, Kushlan and Hancock, 2005; Cornell Lab, 2014) pero cuando ya está formada la pareja, el macho recoge palos de diferentes tamaños y se los muestra a la hembra quien desde ese momento se encarga de terminar de construir el nido.

Luego de 4 o 5 días de formada la pareja, los huevos son colocados en intervalos de 2 días en el nido. Los huevos tienen una coloración verde azulosa. El promedio de huevos colocados es de 3 a 5, su periodo de incubación dura aproximadamente de 25 a 26 días y ambos padres se encargan de ello (Ivory, 2002; Christiansen, 2009). Es de vital importancia resaltar que estas aves no son capaces de reconocer a sus propias crías ni huevos, por ello si se llega a mezclar un polluelo de otra especie de ave en su nido; estos lo criarán como parte de su familia (Cornell Lab, 2014; Davis, 1993).

Los polluelos una vez nacen, se alimentan de la comida regurgitada por sus padres (Audobon, 2009), duran en sus nidos 3 - 4 semanas y luego salen (Figura 10). Durante el siguiente tiempo (4 semanas) permanecen en las cimas de los árboles, evitando así los

depredadores. A las 6 – 7 semana de edad, ya han aprendido a volar y pueden alimentarse solos (Davis, 1993).

Figura 10. Época de Reproducción y Crianza de *Nycticorax nycticorax*.



Tomado de Khosla, (2007); Porrino, (2013); Demongin, (2008).

1.3.6 Distribución geográfica

La subespecie *Nycticorax nycticorax hoactli*, se halla en América desde el norte de los Estados Unidos, pasando por la costa sur de México, Centro América, el Caribe hasta la Patagonia (Figura 11). En Europa, Asia y África, se encuentra la subespecie *Nycticorax nycticorax nycticorax* (Ivory, 2002).

Se menciona que hay unas poblaciones que son residentes de cada país así como unas migratorias; las cuales en el invierno del norte bajan hacia México y el Caribe para su reproducción. Posterior a la cría, la migración hacia el sur es a partir de septiembre a octubre y regresan al norte de marzo a mayo (Kushlan y Hancock, 2005).

Figura 11. Distribución de *Nycticorax nycticorax* en América.

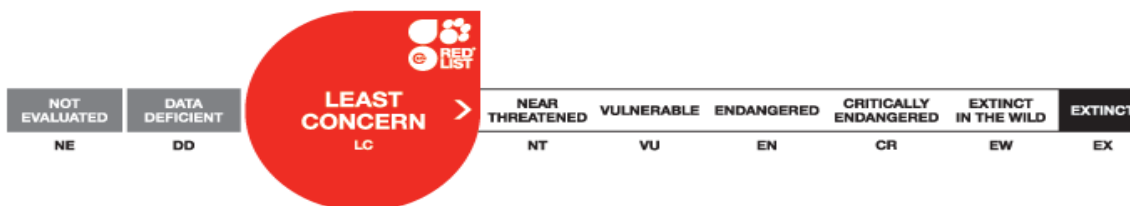


Tomado de Cornell University, (2014).

1.3.7 Estatus de Conservación

El número de la población indica la calidad en la que se encuentra en el medio ambiente; se considera en estado bajo de preocupación por la lista roja de las Aves (IUCN, 2012) así como se observa en la Figura 12. Sin embargo hay lugares donde se halla en amenazada debido a la destrucción de humedales, la matanza en áreas de acuicultura, aplicación de plaguicidas a los cultivos, puesto que son susceptibles, causando alteraciones en la eclosión de los huevos (del Hoyo et al. 1992, Kwon et al. 2004, Kushlan y Hancock, 2005), y se ha reportado que la contaminación petrolera causa daños genéticos en los polluelos (Custer, 2000).

Figura 12. Lista Roja de las Especies.



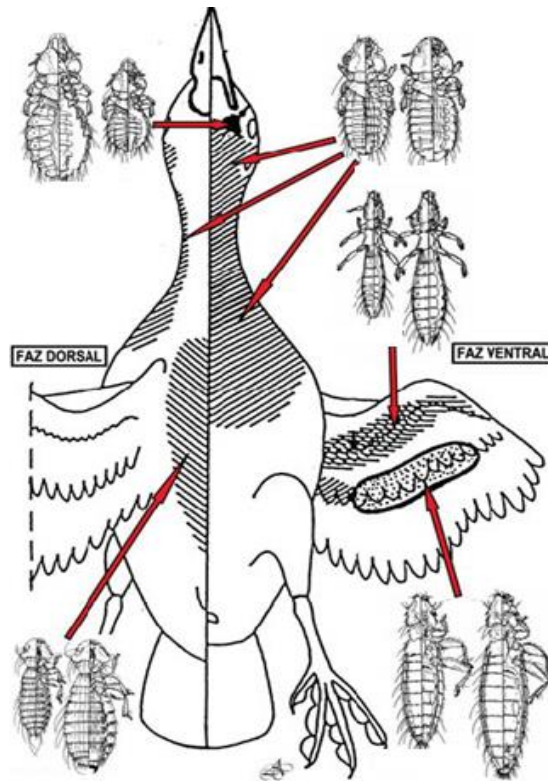
Tomado de IUCN, (2012)

Se debe tener en cuenta que estas aves son propensas a sufrir Influenza Aviar (Melville y Shortridge, 2006) y New Castle (Kuiken et al. 2006); lo cual puede significar una amenaza en futuros brotes.

1.3.8 Hallazgo de Parásitos

Los parásitos por lo general suelen encontrarse en varios lugares como son las plumas, la piel o productos de la piel del huésped; por ejemplo (Ikpeze, Amagba & Eneanya, 2008) reportaron su mayor presentación en zonas del ave como las plumas y superficie corporal (Figura 13).

Figura 13. Zonas de Mayor presentación de infestación por piojos en aves.



Tomado de Cicchino, (2011)

Generalmente tienen gran especificidad por el hospedero, y algunas especies también especificidad de zona, viviendo en diferentes regiones del organismo del huésped. Las hembras ponen los huevos sobre las plumas, del ave en la que viven. Se encuentran con frecuencia en las aves de vida libre, y también en las aves en cautiverio (Durden, 2002).

La transmisión de los ectoparásitos se puede dar mediante varias formas; la forma más común es por medio del contacto directo de un ave a otra (mecanismo de transmisión primario de los piojos) (Clayton et al., 2005). Lo anterior, puede reflejarse cuando por ejemplo se da el apareamiento (cópula) entre las aves; en donde un macho que tenga piojos se los puede pasar a la hembra o viceversa; también se reporta que como el *Nycticorax nycticorax* permanece en bandadas y suele vivir en colonias, el contacto directo se puede presentar fácilmente.

Otra forma de difusión de los parásitos, ocurre cuando los padres están incubando los huevos, ya que estos podrían transmitir los ectoparásitos a los nidos; y una vez nace el polluelo, éstos se podrán quedar en ellos. Es importante mencionar, que esta especie de ave no es capaz de reconocer cuáles son sus crías, de modo que si llegara a caer en el nido un polluelo infestado de otra especie de ave, estos ectoparásitos podrían afectar a la hembra y a los demás polluelos (Davis; 1993).

1.3.9 Aves del Orden Ciconiiformes y sus piojos

Anteriormente se clasificó a las garzas dentro del Orden Ciconiiformes; pero actualmente son del Orden Pelecaniiformes. Sin embargo, aquí se describen los piojos del orden al que pertenecían anteriormente; los cuales pertenecen a Seis géneros de Menoponidae (*Ciconiphilus*, *Comatomenopon*, *Plegadiphilus*, *Holomenopon*, *Colpocephalum*, *Trinoton*) y cinco géneros de Philopterae (*Neophilopterus*, *Ardeicola*, *Ibidoecus*, *Anaticola*, *Anatoecus*).

Algunos ejemplos de esto citados por Wiseman (1959), son:

Ciconiphilus obscurus: *Casmerodius salbus*

C. doriabagla: *Bubulcus ibis*

C. decimfasciatus: *Nycticorax nycticorax*

C. maculipes: *Mycteria americana*

C. blagosweschenskii: *Plegadisfalcinellus*, *Plegadischihi*

Comatomenopon ibis: *Bubulcus ibis*

C. scaliforme: Mycteria americana

C. leptopygus: Plegadisfalcinellus, Plegadischihi

C. fusconigrum: Eudocimusalbus, Eudocimusruber

C. ajajae: Platalea ajaja

Plegadiphilus plegadis: Plegadisfalcinellus, Plegadischihi

Ardeicola albulus: Ardea alba

A. gaibagla: Bubulcus ibis

A. goisagi: Nycticorax nycticorax

A. botauri: Botaurus lentiginosus

A. loculator: Mycteria americana

A. raphidus: Plegadisfalcinellus, Plegadischihi

A. augustissimus: Eudocimusruber

Neophilopterus heteropygus: Mycteria americana

Ibidoecus bisignatus: Plegadisfalcinellus, Plegadischihi

I. bimaculatus: Eudocimus ruber

I. hians: Eudocimusruber

I. iberoamericanus: Platalea ajaja

Anaticola candidus: Phoenicopterus roseus

1.4 Relación huésped-parásito

Contradictoriamente a lo que tradicionalmente se relaciona en torno a los parásitos, se debe reconocer que éstos representan un aspecto importante de la biodiversidad que todavía no se ha estudiado en profundidad (Windsor, 1995; Hoberg et al., 1997). Muchas especies de

aves albergan una fauna parasitaria diversa; algunas especies son específicas del huésped y otras pasan todo su ciclo de vida en él. Sin embargo, no todos los parásitos son patógenos para el huésped, y las diferencias entre parasitismo, simbiosis, mutualismo, comensalismo y foresis no están bien definidas para todas las especies de parásitos y sus huéspedes.

Bowman (2009) menciona que el coste del hospedador a la hora de mantener a sus parásitos puede ser trivial o, por el contrario, ser sustancial o incluso insostenible. Depende de la carga parasitaria, del tipo y grado de agresión que ocasionen, del estado inmunitario y nutricional del hospedador. Los animales que viven estrechamente relacionados entre sí se denominan simbiontes que viven juntos en el proceso de la simbiosis. Este término ha sido caracterizado aún más para determinados tipos de relaciones. En el caso del mutualismo uno de los hospedadores se beneficia de la relación, mientras que el otro simplemente vive. Cuando los dos organismos simplemente viven juntos y ninguno de ellos pierde ni gana, la situación se denomina comensalismo, y los organismos que viven de esta forma se llaman comensales. En el caso de la foresis un organismo sirve para transportar al otro de un lugar a otro. Finalmente, en el caso del parasitismo uno de los dos basa su subsistencia en el otro hasta dañar apreciablemente a este último. Por definición, el parásito produce efectos negativos en su hospedador (Bowman, 2009).

Por ejemplo, la mayoría de parásitos que se han identificado en las aves silvestres no causan enfermedades clínicas (Friend y Franson, 2002), y algunos parásitos, como los ácaros de las aves, incluso podrían beneficiar al huésped (Proctor y Owens, 2000).

Cuando el tamaño de la población de un huésped disminuye, el tamaño de la población de los parásitos específicos del huésped también puede disminuir (Gompper y Williams, 1988), y las especies de parásitos pueden extinguirse antes de que se extinga el huésped específico. Es importante destacar que proteger las poblaciones de parásitos específicos del huésped podría ser esencial para la salud y la supervivencia de la población del huésped que participa en cualquier programa de conservación (Gompper y Williams, 1988). La desaparición de una especie de parásitos puede alterar el equilibrio y la interacción entre las especies de parásitos restantes dentro del huésped. De hecho, la densidad evolutiva de los parásitos está relacionada con la de sus huéspedes (Stork y Lyal, 1993).

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Localización

Para el estudio, las muestras de los ectoparásitos proceden del proyecto titulado "Implementación del Plan Nacional Sectorial Ambiental de Vigilancia y Prevención de Influenza Aviar en Especies Silvestres en Humedales Priorizados en las Regiones Caribe, Pacífico, Oriental y Sur" realizada por el Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible (MADS) en convenio con la Wildlife Conservation Society (WCS) y como segunda intención se colectaron los parásitos externos hallados en las aves silvestres *Nycticorax nycticorax* en el municipio de Manaure, en el departamento de La Guajira.

2.2 Población y Muestra

La población de aves utilizadas para el estudio, corresponde a 7 individuos de la especie *Nycticorax nycticorax*, los cuales fueron capturados en el municipio de Manaure, en el departamento de la Guajira y fue realizada por personal del MADS y WCS; reuniendo un total de 7 viales, que contenían 24 ectoparásitos siendo todos éstos piojos. Los métodos de colección de las muestras fueron realizadas por personal del MADS y WCS (ANEXO 2).

2.3 Variables

Las variables que se utilizaron en el estudio de identificación de los ectoparásitos del ave de la especie *Nycticorax nycticorax* en Colombia son orden, familia, género, especie, sexo y estadio evolutivo.

2.4 Análisis Estadístico

- Software: Excel
- Estadística Descriptiva

La estadística descriptiva es una rama de la matemática que se encarga de recolectar, presentar y caracterizar a un conjunto de datos (Becerra, 2006) por medio de tablas, gráficos y/o medidas de resumen (Universidad de Chile, 2008).

a. Distribución de Frecuencias: Es un conjunto de valores ordenados en sus respectivas categorías y se presenta generalmente como una tabla; cuya estructura depende de la cantidad y tipo de variables que se estén analizando (Frecuencia Absolutas y Relativas). Estas se completan cuando se utilizan los porcentajes de cada categoría (Absolutos y Acumulados). Una vez se tienen estos datos, se pueden presentar en forma de Histogramas, Gráficas Circulares, Polígonos de Frecuencias (Sampien et al, 2010).

- Tendencias de Medida Central

Las medidas de tendencia central son valores numéricos que tienden a localizar la parte central de un conjunto de datos. Nos dan un centro de la distribución de frecuencias, es un valor que se puede tomar como representativo de todos los datos (Universidad de Chile, 2008). Las principales son moda, mediana y media aritmética (Becerra 2006); aunque para el estudio se utilizó únicamente la media para las medidas de los especímenes.

a. Media Aritmética: Se le denomina también como promedio se define como la suma de los valores de todas las observaciones divididas por el número total de datos que se esté observando (Universidad de Chile, 2008). Se denota por la siguiente formula:

$$\bar{x} = \frac{\sum_{i=1}^n x_i}{n}$$

Las características de la media son (Becerra, 2006):

- ✓ Es una medida totalmente numérica, es decir, solo puede calcularse en datos de características cuantitativas.
- ✓ En su cálculo todos los valores de la variable se incluyen
- ✓ Es útil para comprar categorías de datos

✓ La Media es única, solo hay una

- Medidas de Dispersión

Las Medidas de Dispersión indican la mayor o menor concentración de los datos con respecto a las medidas de centralización, es decir que mide que tan alejados están un conjunto de valores respecto a su media aritmética; así cuanto menos disperso sea el conjunto de datos, más cerca del valor medio se encontrarán sus valores (Becerra, 2006).

a. Rango: El rango de una distribución es la diferencia entre el valor máximo y el valor mínimo de la variable estadística. Para su cálculo, deben ordenarse los valores de menor a mayor (Becerra, 2006).

b. Desviación Estándar: Es una medida estadística de la dispersión de un grupo o población. Específicamente, indica el promedio de la distancia de cada punto respecto al promedio. Se representa con una S o con la letra sigma, según como se calcule (Universidad de Chile, 2008). Su fórmula es la siguiente:

$$\sigma = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2}{n}}$$

Las características de la desviación estándar son:

- ✓ Una desviación estándar grande indica que los puntos están lejos de la media
- ✓ Una desviación estándar pequeña indica que los datos están agrupados cerca de la media

- ANAVA y Valor P

El ANAVA, es un procedimiento estadístico que se usa para comparar la variabilidad media que hay entre los promedios y varianzas de varios grupos de datos. Y el valor P, se halla asociado al valor F encontrado en el ANAVA, el cual tiene como constante a $\alpha = 0,05$ y los valores van a ser comparados con respecto a este valor, por lo que se determinará si hay o no diferencias significativas entre los grupos (Montes, 2004).

2.5 Métodos y Procedimientos

Las muestras de los ectoparásitos, se identificaron en los Laboratorios del Programa de Medicina Veterinaria de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de La Salle – Sede Norte.

El procedimiento en el laboratorio consistió, en retirar los parásitos de los viales con alcohol al 70% donde se hallaban, se colocaron en cajas de petri o en cajas de 4 pozos y se observaron en el estereoscopio (Askin, 2010) para detallar las características morfológicas y diferenciar el estado evolutivo de estos parásitos (Ninfa o Adulto).

En varios viales del estudio, se encontró más de 1 parásito, por lo tanto se separaron, dejando un parásito por vial, con su etiquetado correspondiente para llevar a cabo un fácil manejo y una correcta identificación. Luego, para determinar el tamaño del parásito, se retiraron del alcohol y se secaron en papel absorbible, se colocaron sobre papel milimetrado los más grandes, y los más pequeños en láminas para observarlas en el microscopio al cual se le instaló un micrómetro ocular (Arnold, 2006).

Posteriormente, se colocaron los parásitos en KOH al 10% para aclararlos por tiempo variable según la coloración propia de cada parásito (Martin, 1994), se lavaron con agua destilada durante 10 minutos, luego se pasaron por alcoholes seriados de 70%, 80%, 99% para su proceso de deshidratación (Martin, 1994). Finalmente; para detallar mejor su morfología se montaron entre lámina portaobjetos y laminilla, junto con alcohol al 99.9% para observar las características determinantes en el microscopio; no se realizó montaje permanente a todas las muestras debido a que existe la posibilidad que los especímenes se puedan dañar y además porque las muestras deben ser entregadas nuevamente a las entidades que se encargaron de la recolección, por lo cual los especímenes aclarados se conservan en alcohol al 99.9% en sus viales originales.

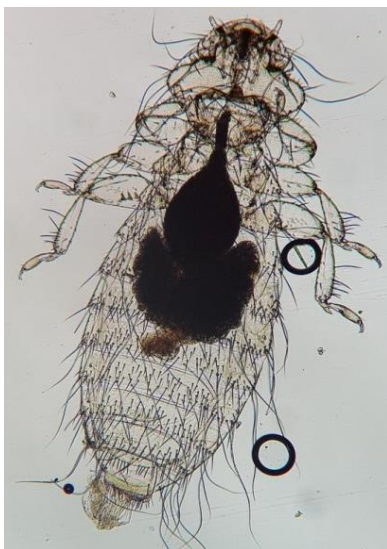
También se decidió tomar medidas de los principales caracteres morfológicos de los piojos utilizando igualmente el micrómetro ocular debido a la alta precisión.

Los ectoparásitos fueron identificados usando las claves taxonómicas de: Wall y Shearar (2001); Price y Beer (1965); Clay (1969); Wiseman (1959), Price y Beer (1964). Finalmente, se tomaron fotos de cada parásito para realizar un banco de imágenes, las cuales fueron enviadas a profesionales a nivel nacional e internacional, quienes colaboraron en la confirmación de los resultados.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A continuación se muestran los piojos hallados en *Nycticorax nycticorax* (Figuras 14 – 27) (ANEXO 4).

Figura 14. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764a.



(Elaboración Propia)

Figura 15. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764a.



(Elaboración Propia)

Figura 16. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764a.



(Elaboración Propia)

Figura 17. Ninfa probablemente estadio III, ID 76Ad.



(Elaboración Propia)

Figura 18. Cabeza y Tórax de Ninfa, ID 764d.



(Elaboración Propia)

Figura 19. Abdomen de Ninfa, ID 764d.



(Elaboración Propia)

Figura 20. Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764h.



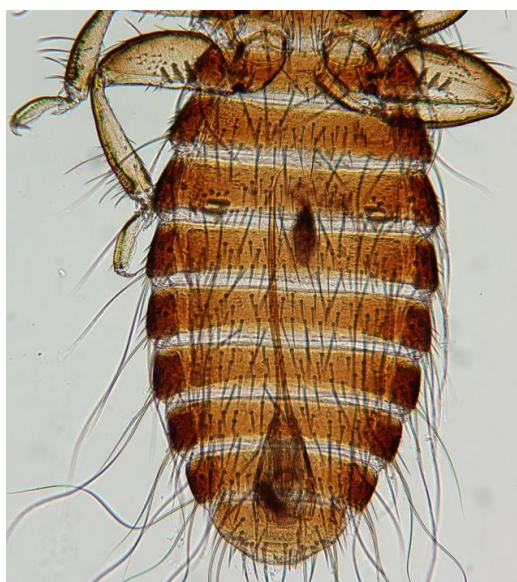
(Elaboración Propia)

Figura 21. Cabeza y Tórax de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764h.



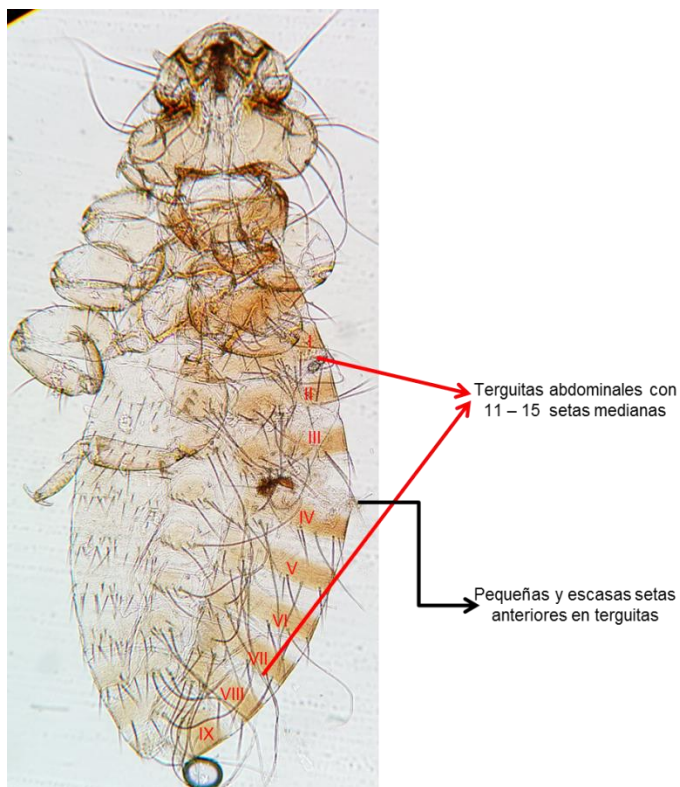
(Elaboración Propia)

Figura 22. Abdomen de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764h.



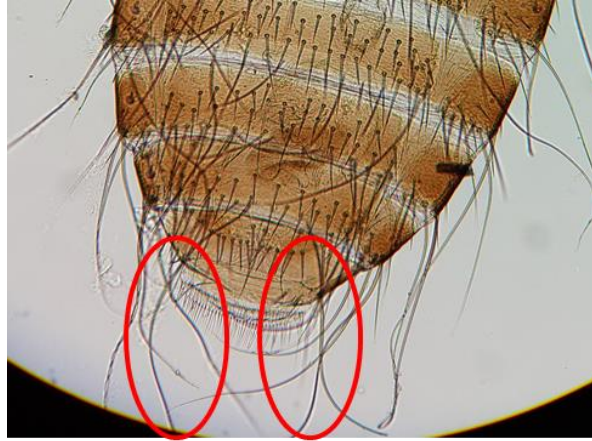
(Elaboración Propia)

Figura 23. Características morfológicas de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus* (Vista semidorsal).



(Elaboración Propia)

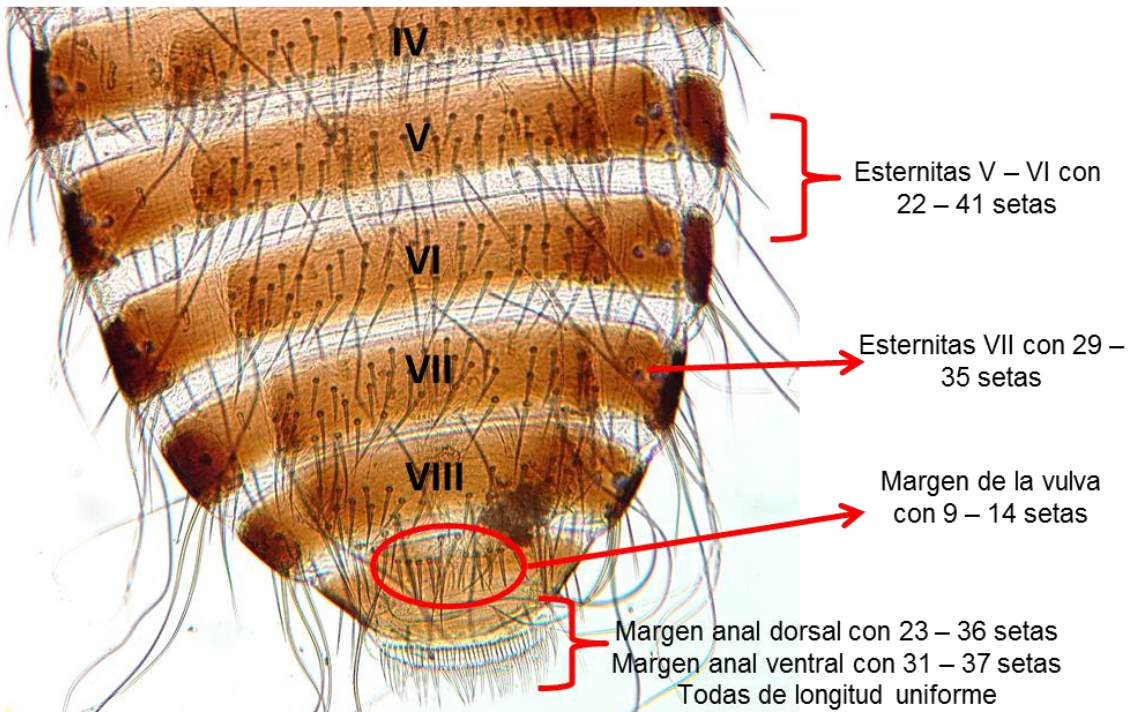
Figura 24. Características morfológicas de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus* (vista ventral).



Última terguita con una seta lateral larga

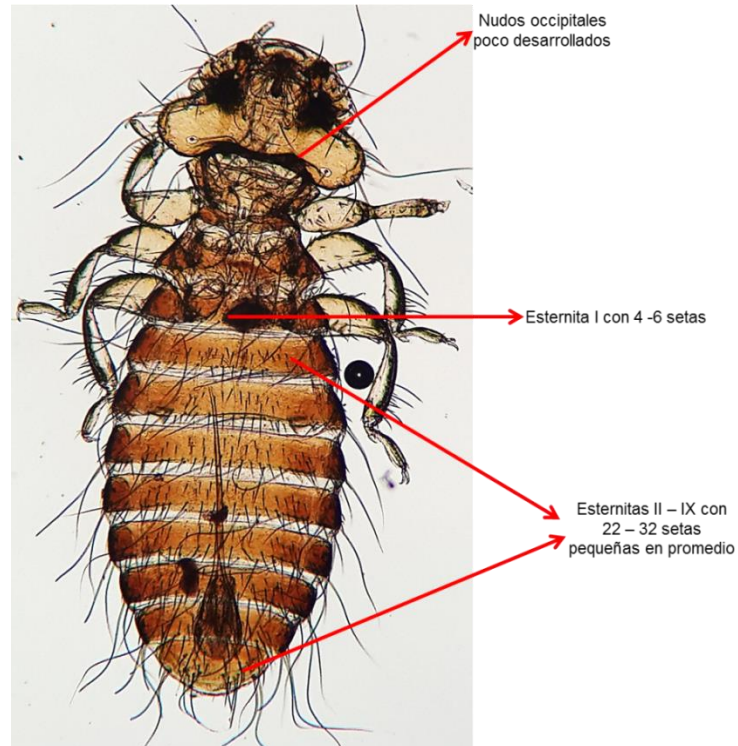
(Elaboración Propia)

Figura 25. Características de la genitalia de la Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*.



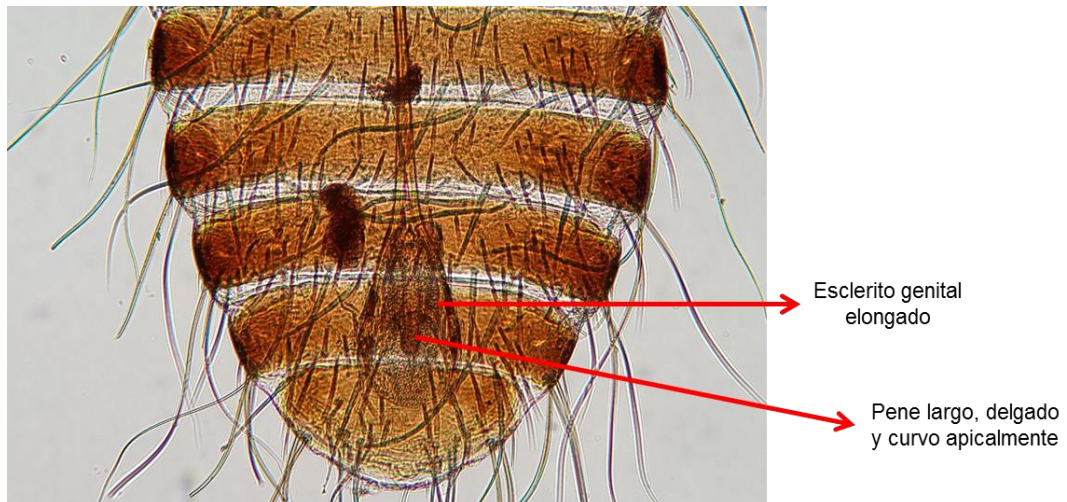
(Elaboración Propia)

Figura 26. Características morfológicas del Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*.



(Elaboración Propia)

Figura 27. Características de la genitalia del Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*.



(Elaboración Propia)

El orden Phthiraptera presentó el total de la diversidad ectoparasitaria capturada a partir de *Nycticorax nycticorax*, con una (1) especie, del suborden Amblycera (Figuras 14 – 28). En concordancia en primera instancia con Parra et al. 2011, quienes recolectaron ectoparásitos de los órdenes Phthiraptera, Diptera y Parasitiformes a partir de aves silvestres; pero el primer orden mencionado representó la mayor diversidad encontrada en el estudio. Por otro lado, Albano et al (2005), Palma (1978) y Carriker (1964) relacionan al género *Ciconiphilus* con aves Ciconiiformes. Logrando comprobar así lo afirmado por Price y Beer (1965), cuando mencionaban que la distribución del género *Ciconiphilus* es limitada a ciertos huéspedes de los órdenes Ciconiiformes y Anseriformes. Ya Hellenthal et al (1976) obtuvieron resultados de *Ciconiphilus decimfasciatus* parasitando a *Nycticorax nycticorax*, así como otro piojo llamado *Ardeicola goisagi* (Suborden Ischnocera), en individuos de esta misma ave. De la misma forma Ilieva (2005) relaciona a *Nycticorax nycticorax* con éste espécimen del suborden Ischnocera. Aunque los resultados de este proyecto no representan el primer reporte de *Ciconiphilus decimfasciatus* en aves *Nycticorax nycticorax*, si podría ser el primer reporte de esta relación parasitaria en Colombia.

Por otro lado, y contrastando con lo anteriormente expuesto por Price y Beer (1965), Dik y Halajian (2013), reportaron especímenes de *Ciconiphilus decimfasciatus* en *Egretta garzetta*, un ave del orden Pelecaniforme, aunque vale la pena recordar que actualmente se reconoce a *Nycticorax nycticorax* como un ave del orden Pelecaniforme. Autores como Rak et al. (1975) afirman que se pueden llegar a detectar algunas especies de piojos en huéspedes que no son comunes para ellos.

Carriker (1964) señala algo muy importante, que debe ser tenido en cuenta en este tipo de estudios; y es que en Phthiraptera, y hablando más particularmente en Menoponidae, no hay casos exactos en las que todas las especies incluidas sigan un patrón morfológico exacto. Siempre habrá excepciones, como algún individuo que posea alguna característica pequeña, no tan notable, que vaya en desacuerdo con la mayor parte del género. Por lo tanto este mismo autor, afirma creer que éstas no son razones para crear otros géneros diferentes en base de estas pequeñas peculiaridades, ya que sería un procedimiento que no parece ser lógico o conveniente. Entonces cita que es mucho mejor llamar a esto como ciertas diferencias específicas, en lugar de hacer la creación de nuevos géneros. En este punto, es trascendental mencionar la importancia de llevar a cabo un correcto procedimiento en la captura de los ectoparásitos y posterior almacenamiento, ya que pueden dañarse parcial o

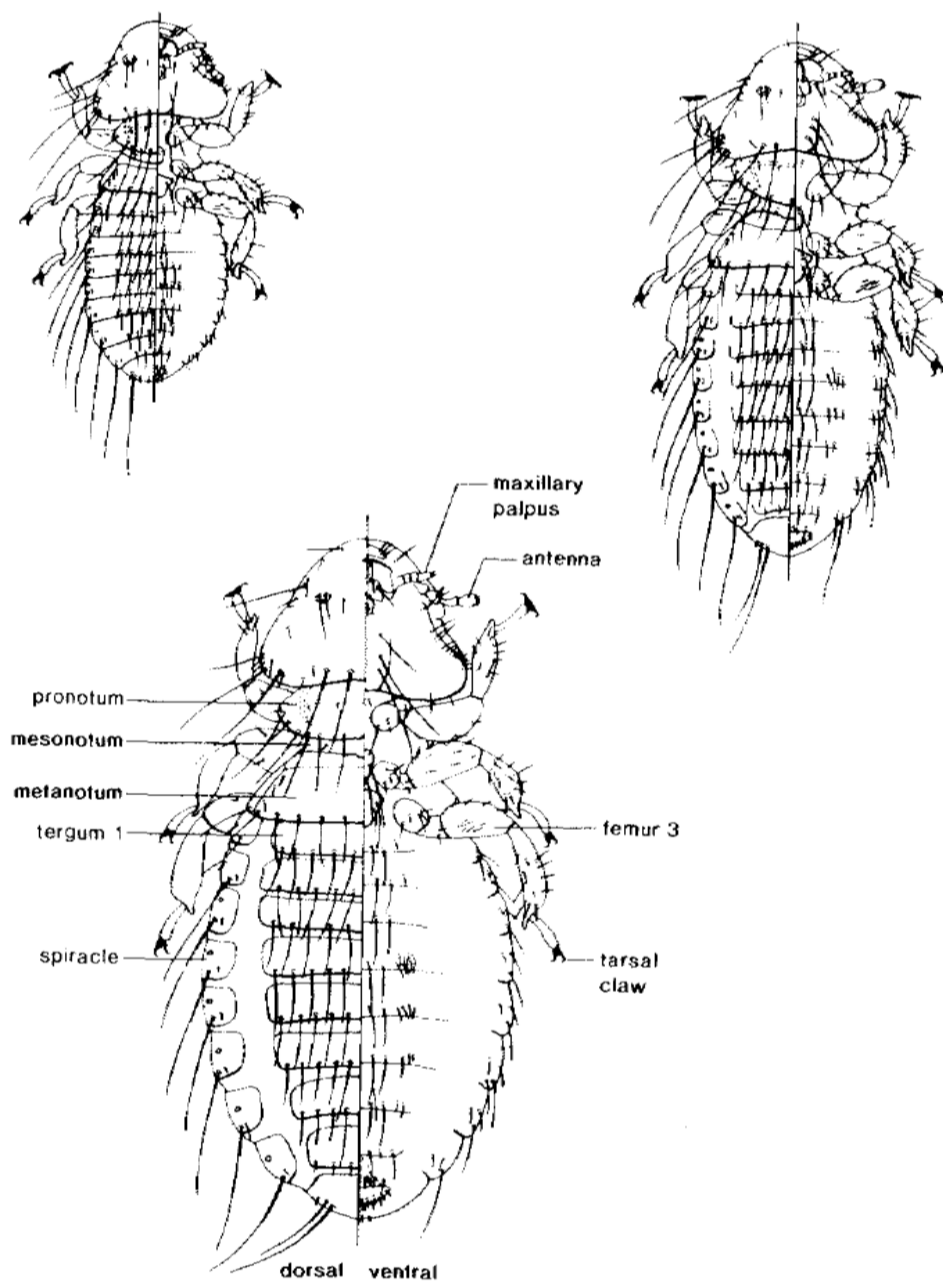
totalmente, impidiendo su reconocimiento (Peters, 1928). Como se pudo apreciar a lo largo del trabajo, para la identificación se hace vital la visualización de cada estructura del espécimen, lo cual se imposibilita si se ha perdido la integridad de éstos.

Entre las muestras analizadas no se encontraron garrapatas, a pesar de que las aves pueden ser huéspedes de estos artrópodos (Nogueira et al., 2005).

Ciconiphilus decimfasciatus fue identificado como ectoparásito único, recolectado a partir del ave *Nycticorax nycticorax*. De un total de 24 especímenes, 2 representaron estadios ninfales, lo cual corresponde a un 8,3% de todos los ectoparásitos tomados de esta especie aviar; mientras que los adultos identificados sumaron una mayoría de 22 piojos, representado por un porcentaje de 91,7% (Figura 29) (Tabla 2). Con respecto a este estudio el porcentaje de ninfas fue reducido; una de las razones se debe a su tamaño; puesto que suelen ser pequeñas en el caso de ninfa I y cuando se recolecta es difícil verlas dentro de las plumas; así mismo las ninfas se difieren de los adultos debido a que aunque son muy parecidas a los adultos en el caso de los Menoponidae (Smith, 2014), tienen reducida quetotaxia, poca esclerotización, patrón de placas abdominales menos desarrollado y las estructuras genitales se halla ausentes (Price, 1987) como se observa en la Figura 28. Sin embargo, a medida que las ninfas van evolucionando de estadio llegando a adulto, va incrementando progresivamente de tamaño, número de setas y grado de esclerotización.

Actualmente la taxonomía únicamente se enfoca en la identificación de adultos debido a que las ninfas poseen partes que no se han desarrollado completamente bien y que hacen difícil la creación de claves taxonómicas y además porque la información acerca de ninfas es muy limitada. Por lo tanto, las ninfas no se pueden clasificar hasta que se transformen totalmente en adultos, ni tampoco se pueden diferenciar entre macho o hembra (Price, 1987).

Figura 28. Estadios Ninfales de un Menoponidae.



Tomado de Price, (1987).

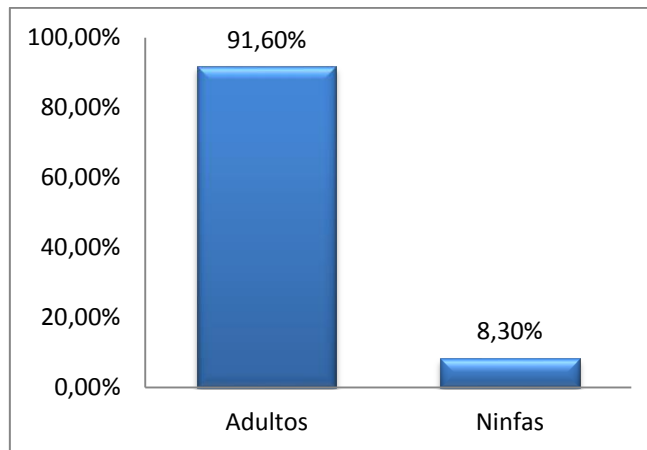
De acuerdo a Marshall (1981), si bien es probable la interacción entre las especies de piojos, es más posible que se vean afectadas por el medio en virtud de sus requerimientos, más que por interacciones positivas entre ellas. Por otra parte, se han registrado interacciones

antagonistas entre piojos, que han llevado a exclusión competitiva y a cambios de sitio y abundancia, como lo que sucede con algunos integrantes de la familia Menoponidae, y que podría suceder con la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, como es consumir ninfas de otros Phthiraptera, además de bárbulas de plumas y sangre (Marshall, 1981; Cicchino y Castro 1998).

Tabla 2. Frecuencias absolutas para la variable Estadio de los Piojos.

Estadio Evolutivo	Frecuencia Abs.
Adulto	22
Ninfa	2
Total	24

Figura 29. Porcentajes de estadio de los piojos (n=24).



Por otra parte, existen variaciones del microclima entre las plumas, incluso de temperatura en distintas partes del cuerpo que podrían reducir la sobrevivencia de los piojos (Tompkins y Clayton, 1999), ya que los Phthiraptera son muy sensitivos a los cambios térmicos incluso en diferentes etapas de desarrollo, y además posiblemente sea importante la variación de la humedad (Ash, 1960).

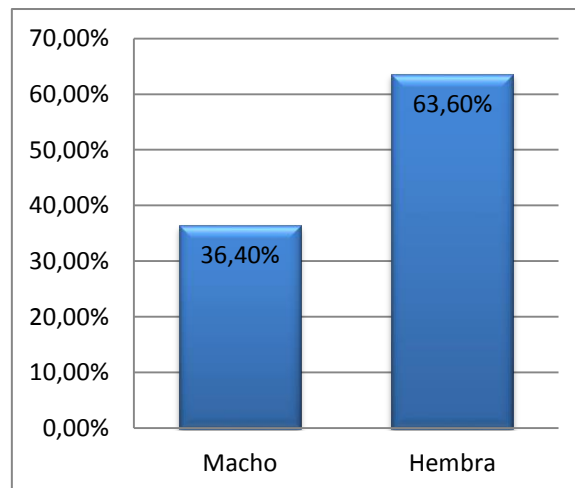
También se detectó un mayor número de hembras que de machos, lo cual representado en porcentaje significó un total del 64% de hembras y un 36% de machos (Figura 30) (Tabla 3). En general, los ectoparásitos emergen en ambos sexos en igual número (Fisher, 1958). Sin embargo, en las poblaciones naturales, es común que esta proporción esté desequilibrada,

generalmente con predominio de las hembras (San-Martín et al., 2005). Este desbalance en algunas ocasiones se puede deber al método empleado para el muestreo, pero con frecuencia esto ocurre porque un sexo, generalmente el macho, es de vida más corta que el otro. Otra explicación es que los machos, por ser más pequeños y activos que las hembras, pueden separarse del cuerpo de su huésped más fácilmente y por lo tanto sucumbir con mayor facilidad al perder a éste, ya sea por condiciones nutricionales o climáticas adversas (Marshall, 1981). De esta forma, vale la pena mencionar lo expuesto por Graham y Price (1997) quienes afirmaron que en definitiva todas las etapas de desarrollo de los piojos se dan en el huésped, y éstos morirán muy pronto si ya no están sobre él. Esto debido a que son parásitos obligados de aves o mamíferos y, como tal, son totalmente dependientes de sus huéspedes para la alimentación y para la localización de los micro hábitats que deben ocupar para sobrevivir (Smit 1972).

Tabla 3. Frecuencias absolutas para la variable Sexo de los Piojos.

Sexo de Piojos	Frecuencia Abs.
Hembra	14
Macho	8
Total	22

Figura 30. Porcentajes de Sexo de los piojos (n = 22).



Respecto a las hembras y los machos; los resultados obtenidos luego de la medición de ciertos segmentos como sienes y protórax, así como confirmar la longitud de los piojos (Tabla 4 y 5) (Figura 31 – 36).

Figura 31. Medida de Longitud con micrómetro ocular de muestra ID 803a de Macho de *Ciconiphilus decimfasciatus* con objetivo 4x.



(Elaboración Propia)

Figura 32. Medida de Longitud con micrómetro ocular de muestra ID 798a de Hembra de *Ciconiphilus decimfasciatus* con objetivo 4x.



(Elaboración Propia)

Figura 33. Medida de Sienes con micrómetro ocular de muestra ID 801a de Hembra de *Ciconiphilus decimfasciatus* con objetivo de 10x.



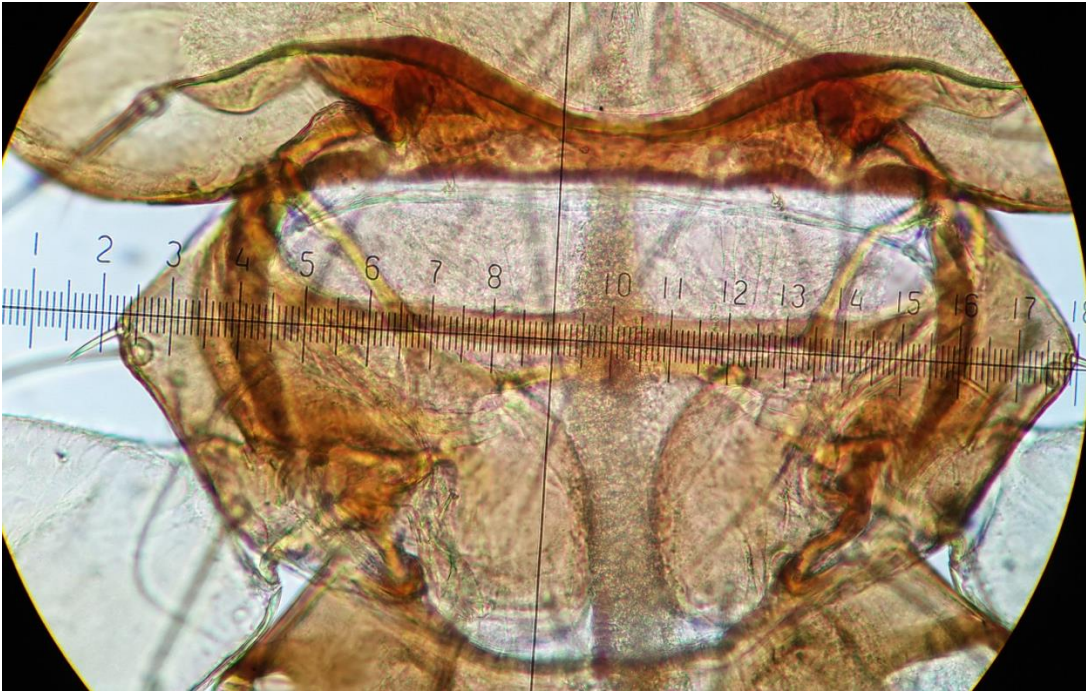
(Elaboración Propia)

Figura 34. Medida de Sienes con micrómetro ocular de muestra ID 764b de Macho de *Ciconiphilus decimfasciatus* con objetivo de 10x.



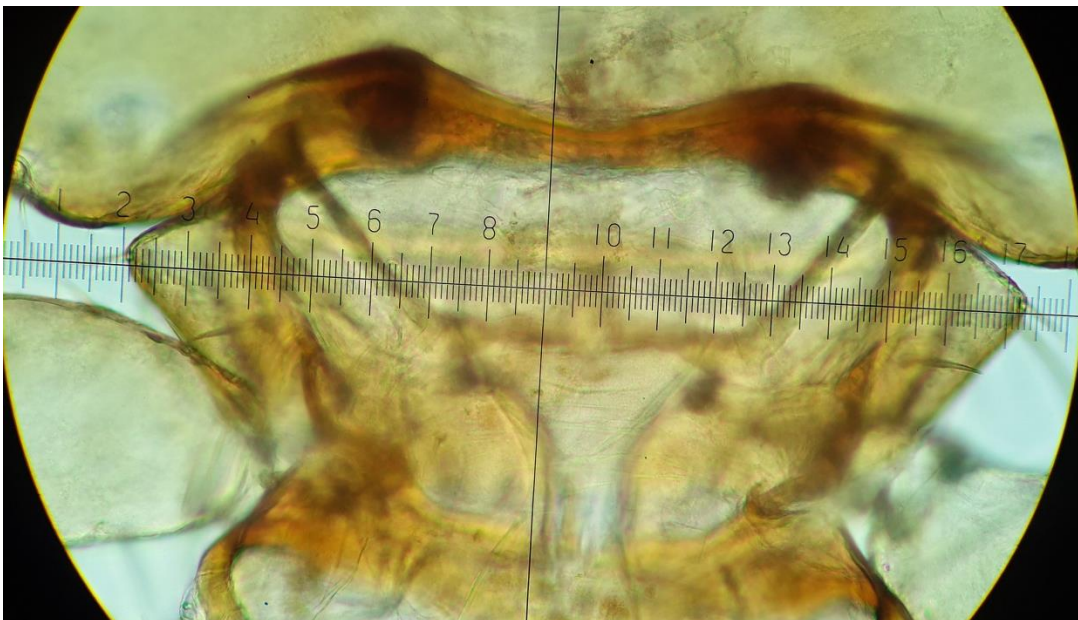
(Elaboración Propia)

Figura 35. Medida de Protórax con micrómetro ocular de muestra ID 764j de Hembra de *Ciconiphilus decimfasciatus* con objetivo de 40x.



(Elaboración Propia)

Figura 36. Medida de Protórax con micrómetro ocular de muestra ID 803a de Macho de *Ciconiphilus decimfasciatus* con objetivo de 40x.



(Elaboración Propia)

Tabla 4. Medidas, Promedio, Rango y Desviación estándar en machos adultos de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus* en *Nycticorax nycticorax*

ID Muestra	Macho		Longitud Total (mm)
	Segmentos (Ancho en mm)		
	Sienes	Protórax	
764 b	0,50	0,33	1,50
764 e	0,53	0,32	1,64
764 h	0,52	0,35	1,65
764 i	0,55	0,34	1,70
764 k	0,51	0,32	1,69
801 e	0,54	0,35	1,66
802 c	0,58	0,30	2,04
803 a	0,58	0,38	1,85
Promedio	0,54	0,34	1,72
Rango	0,50 - 0,58	0,30 - 0,38	1,50 - 2,04
Desviación estándar	0,03	0,02	0,14

Se observa que las medidas dadas por Price y Beer (1965) para machos de *Ciconiphilus decimfasciatus* en las sienes es de 0.51 a 0.53 mm y del protórax es de 0.33 a 0.34 mm. En los resultados de éste proyecto, se obtuvo un promedio para sienes en machos de 0.54 mm, protórax de 0.34 mm y longitud de 1,72 mm (Tabla 4) (Figuras 31, 34 y 36). En general se considera que se hallan dentro de los rangos normales expuestos por estos autores. Aunque hay dos muestras de la medida de sienes que según la desviación estándar hallada, son suficientemente superiores como para considerarlos más grandes y que evidentemente no se pueden encasillar dentro del rango considerado normal para los especímenes de éste género; estas corresponden a las de los especímenes con ID 802C y 803A, en donde ambos valores corresponden a 0.58. Por otro lado, se considera que la muestra con ID 764B que en esta misma característica su medida fue de 0.5, es lo suficientemente pequeña según la desviación estándar obtenida. Al referirse a la medida del Protórax en los machos del estudio, la muestra con ID 803A se puede considerar como suficientemente grande, y la muestra 802C suficientemente pequeña, esto en relación a la desviación estándar obtenida en este rasgo (Tabla 4).

Tabla 5. Medición, Promedio, Rango y Desviación estándar de Hembras Adultas de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus* en *Nycticorax nycticorax*

ID Muestra	Hembras		Longitud Total (mm)
	Segmentos (Ancho en mm)		
	Sienes	Protórax	
764 a	0,57	0,35	1,50
764 c	0,60	0,45	2,00
764 f	0,58	0,36	1,89
764 g	0,56	0,34	1,92
764 j	0,59	0,39	1,95
798 a	0,33	0,27	1,62
798 b	0,62	0,45	2,03
799	0,58	0,39	1,92
801 a	0,57	0,43	2,12
801 d	0,57	0,36	2,01
802 a	0,58	0,38	1,93
802 b	0,59	0,44	2,02
803 b	0,58	0,38	1,96
804	0,64	0,44	2,12
Promedio	0,57	0,39	1,93
Rango	0,33 - 0,64	0,27 - 0,45	1,50 - 2,12
Desviación estándar	0,07	0,05	0,17

En cuanto a las hembras, Price y Beer (1965) afirman que las medidas de *Ciconiphilus decimfasciatus* para las sienes tienen un rango de 0.57 a 0.58 mm; protórax de 0.36 a 0.38 mm y longitud de 1,89 – 2,03 mm. Para este estudio, los resultados obtenidos en cuanto a promedio de las sienes en las hembras fue de 0,57 mm, protórax de 0,39 mm y longitud de 1,93 mm (Tabla 5) (Figuras 32, 33 y 35). Por lo que se considera que la medida de sienes y longitud total se encuentran dentro del rango normal expuesto por estos autores mientras que la medida del protórax se halla 0,01 mm por encima del rango normal. Sin embargo, hay una muestra ID 798A de la medida de sienes que según la desviación estándar hallada, es muy pequeña de modo que no podría entrar en el rango adecuado. Si se observa la medida del Protórax en las hembras, las muestra con ID 764C y 798B pueden considerarse superiores y la muestra 798A es pequeña. Por el lado de la longitud, hay dos muestras ID

764A y 798A que son pequeñas frente al rango obtenido según la desviación estándar (Tabla 5). Finalmente, se puede observar que el intervalo de los rangos según la desviación estándar son muy grandes, lo que quiere decir que los datos están muy alejados entre sí; lo ideal sería que los intervalos fueran pequeños, siendo así la mayoría de datos muy cercanos entre sí, permitiendo que la media fuera muy representativa (Orozco et al., 2004).

En cuanto al análisis de varianza (ANOVA), se hallaron diferencias significativas comparando las medidas de protórax y longitud entre los machos y las hembras; debido a que el valor p fue de 0,015 y 0,010 respectivamente, los cuales son menores en comparación a la constante de 0,05 (Tabla 6) mientras que para la medida de sienes entre hembras y machos, el valor p de 0,280 fue mayor a 0,05. (Tabla 6); indicando que no hay diferencias significativas entre los valores numéricos. Lo cual concluye que las hembras son más grandes en la mayoría de medidas con respecto a los machos.

Tabla 6. Comparación de Medidas de Protórax, Longitud total y Sienes entre hembras y machos por medio del ANOVA

Estadística	Protórax (Ancho en mm)	
	Hembras	Machos
Promedio	0,39	0,34
Rango	0,27 - 0,45	0,30 - 0,38
Desviación estándar	0,05	0,02
ANAVA	p = 0,015*	

Estadística	Longitud Total (mm)	
	Hembras	Machos
Promedio	1,93	1,72
Rango	1,50 - 2,12	1,50 - 2,04
Desviación estándar	0,17	0,14
ANAVA	p = 0,010*	

Estadística	Sienes (Ancho en mm)	
	Hembras	Machos
Promedio	0,57	0,54
Rango	0,33 - 0,64	0,50 - 0,58
Desviación estándar	0,07	0,03
ANAVA	p = 0,280	

Las medidas que se encuentran fuera del rango dado por Price y Beer (1965) podrían explicarse, teniendo en cuenta lo mencionado por Price et al. (2003), donde la edad de los especímenes estaría directamente relacionada con sus medidas, ya que no es lo mismo tomar longitudes de un adulto iniciando en éste periodo; a uno que ya lleve un tiempo prolongado en esta etapa.

Por otro lado, tocando el tema del *Nycticorax nycticorax*, que es un ave muy social durante todo el año no solo con los de su especie sino también con otras especies de garzas. Es migratoria y endémica de algunos países. Su alimentación se da en la noche y en el amanecer, debido a que evitan la competencia con otros tipos de garzas que lo hacen durante el día. Estas aves defienden su territorio de alimentación y de anidación fuertemente. Es de vital importancia resaltar que estas aves no son capaces de reconocer a sus propias crías ni huevos, por ello si se llega a mezclar un polluelo de otra especie de ave en su nido; estos lo criarán como parte de su familia (Davis, 1993; BirdLife, 2014; Cornell, 2014).

Lo primero que hay que tener en cuenta es que las condiciones que encuentran los piojos en las plumas de las aves son lo suficientemente favorables como para no necesitar trasladarse voluntariamente a otro huésped, pudiendo seguir reproduciéndose y contribuyendo al aumento de la misma población ya que los recursos no están limitados. Sin embargo, cuando la oportunidad se presenta pueden pasar a otro huésped (Sánchez, 2003).

La situación que fundamentalmente propicia este traslado es el contacto directo con las plumas de una segunda ave, cuando éstas se juntan. Como ya se tiene conocimiento, los piojos no saltan ni vuelan por lo que tiene que existir verdadero contacto para que el piojo pueda engancharse a las plumas. En estos casos resulta sorprendente la habilidad que poseen para agarrarse y trepar con rapidez por ellas hasta instalarse en el nuevo huésped (Sánchez, 2003).

Si esta nueva infestación está constituida por una sola ninfa o un adulto sin capacidad de reproducirse (machos y hembras no fecundadas) y no se incorporan nuevos individuos, aquella no pasará de una ligera molestia que concluirá cuando el piojo muera al final de su desarrollo o por otras circunstancias. En cambio si se trata de una hembra fecundada bastaría con un solo individuo para provocar una verdadera infestación ya que aquella podrá comenzar a depositar huevos e iniciar una nueva generación de piojos. Ni qué decir si la

invasión al nuevo huésped se tratará de varios machos y hembras o ninfas, aumentando la posibilidad de nuevas infestaciones, contribuyendo en último término a la propagación de los parásitos y su distribución entre la población (Sánchez 2003).

En consecuencia todo lo que favorezca el contacto directo entre las aves infestadas y otras aves, como por ejemplo el número de veces y el tiempo de duración de los contactos, la longitud de las plumas, contribuirá a la infestación entre individuos (Sánchez, 2003).

4. CONCLUSIONES

- ✓ Las aves del género *Nycticorax nycticorax* son un huésped específico de los piojos del género *Ciconiphilus*, y como se obtuvo en los resultados de este trabajo, de la especie *C. decimfasciatus*.
- ✓ Los factores que favorezcan el contacto directo entre las aves infestadas y otras aves, como por ejemplo el número de veces y el tiempo de duración de los contactos y la longitud de las plumas, contribuirá a la infestación entre individuos. En el caso del ave *Nycticorax nycticorax*, por ser un animal sociable no sólo con animales de su especie sino con otras, hace que se favorezcan nuevas infestaciones entre individuos.
- ✓ Las medidas de los especímenes están relacionadas con la etapa en el que se halle el piojo.
- ✓ Existe una gran dificultad en la realización de estudios parasitológicos en especies silvestres en Colombia, esto por causas como deficiencia de investigadores con experiencia en ésta área, claves referentes a los parásitos de las especies silvestres colombianas, pocos estudios realizados recientemente, entre otras.

5. RECOMENDACIONES

- ✓ Es importante la investigación en esta especie de ave debido a que al ser una de las más comunes en el mundo, el aumento o la disminución de su población, son indicadores de la contaminación del medio ambiente y bienestar de los ecosistemas en los que habita.
- ✓ Es necesario que se hagan en Colombia más investigaciones de ectoparásitos en aves silvestres, y más capacitaciones a profesionales para que realicen una correcta identificación de los mismos, creando así bases de datos de referencia para las futuras generaciones.
- ✓ Es imprescindible que se realice una adecuada recolección de información en cuanto a las técnicas de manejo y montaje de los ectoparásitos en el laboratorio para evitar que los especímenes se puedan dañar y sea imposible su identificación.

6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Albano, A. P. N., Brum, J. G. W., Coimbra, M. A. A. (2005). First report of *Ciconiphilus decimfasciatus* (Amblycera: Menoponidae) in *Casmerodius albus* (Aves: Ciconiiformes) from Brazil. *Arq. Inst. Biol.* 72: 263-264.

Arnold, D. (2006). Review of the Genus *Acidoproctus* (Phthiraptera: Ischnocera: Philopteridae), with Description of a New Species. *Journal of the Kansas Entomological Society.* Vol. 79. Issue 3. Pag 272 – 282.

Arnold, R. (2008). Black Crowned Night Heron Juvenile. Extraído de: http://www.allaboutbirds.org/guide/black-crowned_night-heron/id

Ash, J. S. (1960). A study of the Mallophaga of birds with particular reference to their ecology. *Ibis*, 102:93-110.

Askew, R. R. (1971). Parasitic insects. American Elsevier Publishing Company, New York.

Askin, N. (2010). The presence of Chewing Lice (Insecta: Phthiraptera) Species on Wild Quails (*Coturnix coturnix*). *Journal of Animal and Veterinary Advances.* Vol. 9. Issue 9. Pag 1377 – 1379.

Audobon. (2014). Black Crowned Night Heron (*Nycticorax nycticorax*). Extraído de: <http://birds.audubon.org/species/blaniq2>

Becerra, J. (2006). Estadística Descriptiva. UNAM. Facultad de Contaduría y Administración. Pag 1 – 38.

Bedford, G. A. H. (1939). Notes on Menoponidae (Mallophaga) with descriptions of new genera and species. *Ondorstepoort J. Vet. Sci.* 12: 121-152.

BirdLife International. (2009). Diet *Nycticorax nycticorax*. Extraído de: <http://www.birdlife.org/datazone/speciesfactsheet.php?id=3742#FurtherInfo>

BirdLife International. (2014). Species Fact Sheet: Black Crowned Night Heron *Nycticorax nycticorax*. Extraído de: <http://www.birdlife.org/datazone/speciesfactsheet.php?id=3742>

Blake, E.R. (1977). Manual of Neotropical Birds, Volume 1. University of Chicago Press, Chicago.

Bowman D. (2009) Georgis Parasitology for Veterinarians. Ninth Edition. Saunders Elsevier Inc. Missouri, USA. Chapter 2. Arthropods. Pag 5 – 78.

Calaby, J. H. (1970). Phthiraptera (Lice). In CSIRO, eds., Insects of Australia, pp. 376-386. Melbourne University Press, Carlton, Victoria, Australia.

Carpentier Alain. (2008). *Nycticorax nycticorax*. Extraído de: <http://es.wikipedia.org/wiki/Archivo:BihoreauGris.jpg>

Carriker, A. (1959). New species of Mallophaga (*Alcedoffula* and *Philopterus*) from Colombia and United States. Neotropical Miscellany 12. Revista Novedades Colombianas. Vol. 1. No. 4. Pag 205-213.

Carriker, A. (1960). New especies of *Ardeicola* (Mallophaga) from Colombian host. Revista Novedades Colombianas. Vol. 1. Pag 317-329.

Carriker, M. A., Jr. (1960). Studies in Neotropical Mallophaga. XVII. A new family (Trochiliphagidae) and new genus of the lice of hummingbirds. Proceedings of U.S. National Museum 112:307-342.

Carriker, A. (1961). New species of *Physconoloides* (Mallophaga) from Colombian host. Neotropical Miscellany 13. Revista Novedades Colombianas. Vol. 1. Pag 515-522.

Carriker, M. A., Jr. (1964). On the genera "*Ciconiphilus*" and "*Ardeiphilus*" with descriptions of six new species (Mallophaga, Menoponidae). Rev Brasil. Biol., 24 (1):95-108.

Cicchino, A. Castro, D. del C. (1998). Amblycera. In: Morrone, J. J. & Coscarón, S. (Directores). Biodiversidad de Artrópodos Argentinos: Una perspectiva biotaxonomica. Ediciones Sur. La Plata, pp 104-124.

Cicchino, A. (2011). Piojos (Insecta: Psocodea: Phthiraptera) parasites de Gruiformes y Podicipediformes (Aves) en la Argentina. Universidad Nacional del Mar de Plata, Departamento de Biología.

Clay, T. (1957). The Mallophaga of birds. In J. G. Baer, ed., First Symposium on Host Specificity Among Parasites of Vertebrates, pp. 120-155. University of Neuchatel, Switzerland.

Clay, T. (1962). A key to the species of *Actomithophilus*. Bulletin of British Museum (Natural History) Entomology 11:189-244.

Clay, T. (1969). A Key to the Genera of the Menoponidae (Amblycera: Mallophaga: Insecta). Bulletin of the British Museum (Natural History). Entomology Vol. 24, No. 1. Pag 3 – 26.

Clayton, D. H., and R. D. Gregory, and R. D. Price. (1992). Comparative ecology on Neotropical bird lice (Insecta: Phthiraptera). Journal of Animal Ecology 61: 781-795.

Clayton D., Moyer D. and Bush S. (2005). Adaptive significance of avian beak morphology for ectoparasite control. Proceedings of the Royal Society of London B. (Sppl.), Biology letters. Vol. 272. Pag 811-817.

Clayton, D. H., and R. D. Gregory, and R. D. Price. (1992). Comparative ecology on Neotropical bird lice (Insecta: Phthiraptera). Journal of Animal Ecology 61: 781-795.

Conci, C. (1956). L'allevamento in condizioni sperimentali dei Malofagi.II. *Stenocrotaphus gigas*. Memorie de Ila Societa Entomologica Italiana 35:133-150.

Cornell University. (2014). Map *Nycticorax nycticorax* Distribution in America. Extraído de: http://www.allaboutbirds.org/guide/black-crowned_night-heron/id

Cornell Lab University. (2014). Black Crowned Night Heron. Extraído de: http://www.allaboutbirds.org/guide/black-crowned_night-heron/id

Christiansen, Per. (2009). The Encyclopedia of Animals. Amber Books. London, United Kingdom. Pag 221.

Custer, T. W. (2000). Environmental contaminants. In: Kushlan, J. A., Hafner, H. (ed.), Heron conservation, pp. 251-267. Academic Press, San Diego.

Davies, R. (1991). Introducción a la Entomología. Ediciones Mundi – Prensa. Madrid, España. Capítulo 4. Clasificación y Biología. Pag 129 – 189.

Davis, Jr, W.E. (1993). Black-crowned Night-Heron (*Nycticorax nycticorax*), The Birds of North America. Online Cornell Lab of Ornithology, Ithaca.

Del Hoyo, J.; Elliot, A.; Sargatal, J. (1992). Handbook of the Birds of the World, vol. 1: Ostrich to Ducks. Lynx Editions, Barcelona, Spain.

Demongin, L. (2008). Close up of a pair *Nycticorax nycticorax* with one chick on the nest. Extraído de: <http://ibc.lynxeds.com/photo/black-crowned-night-heron-nycticorax-nycticorax/close-pair-one-chick-nest>

Dik, B. and Uslu U. (2008). Mallophaga species observed in white pelicans (*Pelecanus onocratulus*, Linnaeus) in turkey. Turkish Society for Parasitology. Vol. 32. Issue 1. Pag 71 – 76.

Dik, B., Halajian, A. (2013). Chewing lice (Phthiraptera) of Several species of Wild Birds in Iran, with New Records. J Arthropod-Borne Dis 7(1):83-89.

Duarte, Tiago. (2008). Night Heron (*Nycticorax nycticorax*). Extraído de: <http://www.flickr.com/photos/tgduarte/2578343385/in/gallery-libra42-72157629934230848>

Durden, L. (2002). Lice In: Mullen G, Durden L. Medical and Veterinary Entomology. Elsevier Inc. Academic Press, Orlando, FL. Chapter 4. Pag 45 – 65.

Emerson, K. C. (1958). Two new species of Mallophaga from *gallinaceous* birds. *Annals and Magazine of Natural History, Series 13*, 1:102-106.

Ewing, H. E. (1936). The taxonomy of the Mallophagan family Trichodectidae, with special reference to the New World fauna. *Journal of Parasitology* 22:233-246.

Figueiredo, M., Santos C. e Guerra M. (2010). Ectoparasitos de animais silvestres no Maranhao. *Revista Pesquisa Veterinária Brasileira*. Vol. 30.No. 11. Pag 988 – 990.

Fisher, R. A. (1958). *The Genetical Theory of Natural Selection*. Second Edition. Dover, New York, pag. 158.

Friend, M. Franson, C. (2002). Introduction to parasitic diseases. In: Friend M, Franson C (eds) *Field Manual of Wildlife Diseases: General field Procedures and Diseases of Birds*, pag. 188. Biological Resources Division, Information and technology report 1999-2001, US Geological Survey, National Wildlife Health Center, Madison, WI.

Girisgin, A. Dik B. and Girisgin, O. (2013). Chewing lice (Phthiraptera) species of wild birds in northwestern Turkey with a new host record. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. Pag. 1 – 5.

Gompper, M. E. Williams, E. S. (1998). Parasite conservation and the Black-Footed Ferret Recovery Program. *Conservation Biology* 12. Pag. 730-732.

Graham, O. H. Price, M. A. (1997). Chewing and sucking lice as parasites of mammals and birds. Technical Bulletin Number 1849. United States Department of Agriculture.

Hellenthal, R. A., Price, R. D., Palma, R. L. (1976). Chewing Lice of Belgium. *Department of Biological Sciences*. 26: 84-92.

Hoberg, E. P., Brooks D. R., Siegel-Causey D. (1997). Host-parasite conspeciation: history, principles and prospects. In: Clayton D, Moore J (eds) *Host-Parasite Evolution: General Principles and Avian Models*. Pag. 212-235. Oxford University Press, Oxford.

Hockey, P. A. R.; Dean, W. R. J.; Ryan, P. G. (2005). Roberts birds of southern Africa. Trustees of the John Voelcker Bird Book Fund, Cape Town, South Africa.

Hopla, C. E., L. A. Durden and J. E. Keirans. (1994). Ectoparasites and classification. *Revue Science et Technologiad'Office International des Epizooties* 13: 985-1017.

Hothem, R.L., B.E. Brussee, and W.E. Davis, Jr. (2010). Black-crowned Night-Heron (*Nycticorax nycticorax*), The Birds of North America Online (A. Poole, Ed.).Cornell Lab of Ornithology, Ithaca, NY.

Ikpeze O., Amagba I. and Eneanya C. (2008). Preliminary Survey of Ectoparasites of Chicken in Awka, South – Eastern Nigeria. *Animal Research International*.Vol. 5. Issue 2. Pag. 848 – 851.

Ilieva, M. N. (2005). New Data on Chewing Lice (Insecta: Phthiraptera) from wild birds in Bulgaria. *Acta Zool. Bulg.*, 57 (1):37-48.

ITIS. (2014). Taxonomy and Nomenclature *Nycticorax nycticorax*. Extraído de: http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=174832

Ivory, A. (2002). *Nycticorax nycticorax* (On-line), Animal Diversity Web.Extraído en el 2014 de: http://animaldiversity.ummz.umich.edu/accounts/Nycticorax_nycticorax/

IUCN (Red List of Threatened Species). (2012) *Nycticorax nycticorax*. Extraído de: <http://www.iucnredlist.org/details/22697211/0>

Keiran, J. E. (1975). A review of the phoretic relationship between Mallophaga (Phthiraptera: Insecta) and Hippoboscidae (Diptera: Insecta). *Journal of Medical Entomology* 12:71-76.

Kellog, E. (1899). A list of the Mallophaga taken from birds and mammals of North America. *Proc. U. S. Nat. Mus.* XXII, pp. 39-100.

Khosla Ashok. (2007). Black Crowned Night Heron Nest with Egg. Extraído de: <http://tolweb.org/onlinecontributors/app.jsessionid=71BF1E88F66F81F65EF7B7B30AA18CC2?page=ViewImageData&service=external&sp=22401>

Kim, K. C., K. C. Emerson, and R. Traub. (1990). Diversity of parasitic insects: Anoplura, Mallophaga, and Siphonaptera. In M. Kosztarab and C. W. Schaefer, eds., Systematics of the North American Insects and Arachnids: Status and Needs. Virginia Agricultural Experiment Station Information Series 90-1, Virginia Polytechnical Institute and State University, Blacksburg, Virginia.

Kuiken, T.; Fouchier, R. A. M.; Rimmelzwaan, G. F.; Osterhaus, A. D. M. E. (2006). Emerging viral diseases in waterbirds. In: Boere, G.; Galbraith, C., Stroud, D. (ed.), Waterbirds around the world, pag. 418-421. The Stationary Office, Edinburgh, UK.

Kushlan, J.A. (2002). Waterbird conservation for the Americas: the North American Waterbird Conservation Plan, version 1. Waterbird Conservation for the Americas. Washington, DC.

Kushlan, J. A.; Hancock, J. A. (2005). The herons. Oxford University Press, Oxford, U.K.

Kwon, Y. K.; Wee, S. H.; Kim, J. H. (2004). Pesticide Poisoning Events in Wild Birds in Korea from 1998 to 2002. *Journal of Wildlife Diseases* 40(4): 737-740.

Marshall, A. G. (1981). The ecology of Ectoparasitic Insects. Academic Press. London, pp. 459.

Martín, M. P. (2006). Diversidad y distribución de las especies de Mallophaga (Insecta) en aves y mamíferos de la comunidad de Madrid. *Graellsia*, 62 (número extraordinario): 21-32.

Martín, M. P. (1994). Manual de Recolección y Preparación de Ectoparásitos (Malófagos, Anopluros, Sifonapteros y Ácaros). Serie de Manuales Técnicos de Museología. Número 3. Museo Nacional de Ciencias Naturales Consejo Superior de Investigaciones Científicas. Madrid, España. Pág. 31 – 71.

Melton. (2012). Black Crowned Night Heron (*Nycticorax nycticorax*) Feeding on a Tiger Salamander. Extraído de: <http://www.nearfamous.com/Pages/RecentImages5.html>

Melville, D. S.; Shortridge, K. F.(2006). Migratory water birds and avian influenza in the East Asian-Australasian Flyway with particular reference to the 2003-2004 H5N1 outbreak. In: Boere, G.; Galbraith, C., Stroud, D. (ed.), Waterbirds around the world, pp. 432-438. The Stationary Office, Edinburgh, UK.

Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial. (2002) Diversidad en Colombia.

Montes, F. (2004). Análisis de Varianza ANOVA. Department d' Estadística. Universitat de Valencia.

Nelson, R. C., R. D. Price. (1965). The Laemobothrion (Mallophaga: Laemobothriidae) of the Falconiformes. Journal of Medical Entomology 2:249-257.

Nelson, B. C. (1972). A revision of the New World species of *Ricinus* (Mallophaga) occurring on Passeriformes. University of California Publications in Entomology No. 68, University of California Press, Berkeley, California.

Nogueira, D. M., Rangel de Freitas, A., Pinheiro da Silva, C., Moreno de Souza L. (2005). Estudio de la avifauna y sus ectoparásitos en un fragmento de bosque Atlántico en la ciudad de Rio de Janeiro, Brasil. Boletín SAO 2:26-36.

Oniki, Y. and Willis, E. (1991). Morphometrics, molt, cloacal temperatures and ectoparasites in Colombian birds. Caldasia. Vol. 6. No. 1. Pag 519-524.

Orozco, L.S., Ramírez, D.C., Roa, J.J. y Sánchez, W.E. (2004). Trigonometría y Geometría analítica. Editorial Santillana. Bogotá, Colombia. Unidad 8 Estadística y Probabilidad. Tema 3 Caracterización de Variables Cuantitativas. Pág 290.

Padilla, F., Cuesta A. (2003). Zoología aplicada. Ediciones Díaz de Santos. España. Pág 133-138.

Palma, L. R. (1978). Una especie nueva del género *Ciconiphilus* Bedford (Mallophaga, Menoponidae). Department of Entomology, National Museum 37:251-254.

Parra G., Alarcón E., López G., Ramírez D. y Jaramillo G. (2011). Detección de ectoparásitos en aves silvestres evaluadas en Medellín. Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias. Vol. 24.No. 1.

Peters, H. S. (1928). Mallophaga from Ohio birds. Department of Entomology. Ohio State University.Vol.XXVIII.

Porrino, R. (2013). Pareja de *Nycticorax nycticorax* centrados en la Incubación. Extraído de: <http://naturaracena.blogspot.com/2013/04/en-ebullicion.html>

Price, R.D. and Beer R.J. (1964). The *Colpocephalum* (Mallophaga: Menoponidae) of the Ciconiiformes. Annals of the Entomological Society of America. Vol. 58, No.1. Pag.111 – 131.

Price, R.D. and Beer R.J. (1965). A review of *Ciconiphilus* Bedford (Mallophaga: Menoponidae). The Canadian Entomologist. Vol. 97, Number 6.

Price R. (1987). Chapter 22. Order Mallophaga. Pag. 215 – 223. In: Stehr F. (Ed) Inmature Insects. Vol. 1. Dubuque, Iowa. Edition Kendall /Hunt Publishing Company.

Price, R.D., Hellenthal, R.A, Palma, R.L., Johnson, K.P. and Clayton, D.H. (2003). The Chewing Lice – World Checklist and Biological Overview. Illinois, Natural History Survey.

Proctor, H.; Owens, I. (2000) Mites and birds: diversity, parasitism and coevolution. TREE 15. Pag. 358-364.

Rak, H., Anwar, M., Niak, A. (1975). The species of Mallophaga in wild birds in Iran. Bull Soc Pathol Exot Filiales 68(6):588-591.

Robbinsegg. (2009). Black Crowned Night Heron Adult. Extraído de: http://www.allaboutbirds.org/guide/black-crowned_night-heron/id

Rozsa, L. (1991). Points in question. Flamingo lice contravene Fahrenholz. *International Journal for Parasitology* 21: 151-152.

Ruoso, Cyril. (2014). Black Crowned Night Heron feeding on a chick. Extraído de: <http://www.arkive.org/black-crowned-night-heron/nycticorax-nycticorax/image-G40296.html#mediaCredit>

SACC. (2014). Species Lists of Birds for South American Countries and Territories, American Ornithologist Union. Extraído de: <http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCCountryLists.htm>

Samour, J. (2010). Medicina aviaria. Editorial Elsevier. España. Capítulo 3. Técnicas clínicas y diagnósticas. Pág. 69-70; Capítulo 8. Enfermedades infecciosas y parasitarias. Pág. 309-318.

Sampién, R., Collado, C. y Baptista, P. (2010). Metodología de la Investigación. Quinta Edición. Editorial McGraw-Hill / Interamericana Editores S.A. Capítulo 10. Análisis de Datos Cuantitativos. México DF. Pág. 287 – 299.

Sánchez, L. S. (2003). Guía práctica para el control de piojos. Manuales de salud ambiental. Junta de Andalucía. Ediciones Martín Moreno y Pizarro, S. L. España.

San-Martín, J. O., Brevis, I. C., Rubilar, C. L., Schmaschke, R., Dauschies A., González A. D. (2005). Ectoparasitismo en tijuque común *Milvago chimango chimango* (Vieillot, 1816) (Aves, Falconidae) en la zona de Ñuble, Chile. *Instituto de Ciencias Biológicas- UFMG*. ISSN 1676-6180. *Lundiana* 6(1):49-55.

Smit, F. G. A. M. (1972). On some adaptive structures in Siphonaptera. *Folia Parasitologica (Prague)* 19:5-17.

Smith, V. (2014). Taxonomy of Lice. Extraído de: <http://phthiraptera.info/category/lice/animalia/arthropoda/insecta/phthiraptera>

Stork, N. E, Lyal HC. (1993) ¿Extinction or co-extinction rates? *Nature* 366: 307.

Storer T. y Usinger R. (1961). Zoología General. Ediciones Omega S.A. Casanova, Barcelona. Capítulo 26. Clase Insectos. Pag 621 – 682. Capítulo 27. Phylum Artrópodos Miscelánea. Pag 683 – 709.

Tidman, Roger. (2014). Black Crowned Night Heron. Extraído de: <http://www.arkive.org/black-crowned-night-heron/nycticorax-nycticorax/image-G39774.html>

Thompson, Bill. (2012). Black Crowned Night Heron Juvenile. Extraído de: http://www.allaboutbirds.org/guide/black-crowned_night-heron/id

Tompkins, D. M. Clayton, D. H. (1999). Host resources govern the specificity of swiftlet lice: Size matters. *Journal of Animal Ecology*, 68: 489-500.

Tuff, D. W. (1977). A key to the lice of man and domestic animals. *Texas Journal of Science* 28:145-159.

Universidad de Chile. (2008). Nociones Básicas de Estadística utilizadas en Educación. Vicerrectoría de Asuntos Académicos. Departamento de evaluación, medición y registro educacional. DEMRE. Santiago, Chile. Pag 1 – 27.

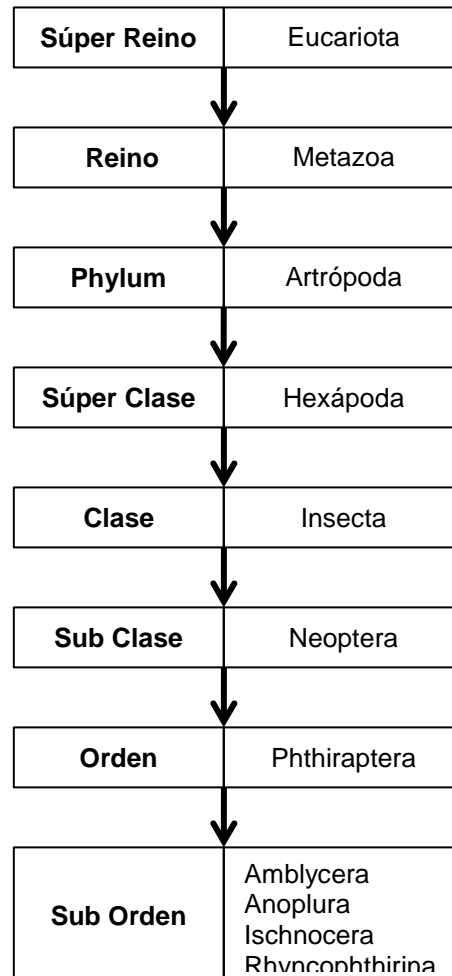
Wall, R. and Shearar D. (2001). *Veterinary Ectoparasites: Biology, Pathology & Control*. Pag. 166 – 167.

Windsor, D. A. (1995). Equal right for parasites. *Conservation Biology* 9. Pag 1-2.

Wiseman, John. (1959). *The Genera of Mallophaga of North America, North of Mexico with Special Reference to Texas species*. Library A & M College of Texas.

ANEXO 1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DE LOS PIOJOS

(Extraído de: <http://phthiraptera.info/content/termnode?page=2071>)



Sub Orden	Amblycera
Familias	Laemobothriidae Ricinidae Menoponidae
Géneros	<p><u>Laemobothriidae (1)</u> Laemobothrion</p> <p><u>Ricinidae (2)</u> Ricinus Trochiloecetes</p> <p><u>Menoponidae (27)</u> Amyrsidea Ancistrona Austromenopon Chapinia Ciconiphilus Colimenopon Colpocephalum Cuculiphilus Dennyus Eureum Heteromenopon Hoazineus Hohorstiella Holomenopon Kurodaia Kurodia Machaerilaemus Menacanthus Menopon Meromenopon Myrsidea Philandesia Piagetiella Pseudomenopon Psittacobrosus Trinoton Turacoeca</p>

Sub Orden	Ischnocera		
Familias	Philopteridae (91)		
Géneros	<p>Acidoproctus Alcedoecus Alcedoffula Anaticola Anatoecus Aquanirmus Archolipeurus Ardeicola Auricotes Austrogoniodes Austrophilopterus Bedfordiella Bizzarifrons Bothriometopus Brueelia Campanulotes Capraiella Carduceps Chelopistes Cirrophthirius Colilipeurus Colinicola Coloceras Columbicola Cotingacola Craspedonirmus Craspedorrhynchus Cuclotogaster Cuculicola Cuculoecus Cummingsiella Degeeriella Docophoroides Echinophilopterus Episbates Falcolipeurus Forficuloecus Formicaphagus Formicaricola</p>	Géneros	<p>Goniocotes Goniodes Haffneria Halipeurus Harrisoniella Ibidoecus Incidifrons Kodocephalon Lipeurus Lunaceps Meropoecus Meropsiella Mulcticola Naubates Neophilopterus Neopsittaconirmus Nesiotinus Nyctibicola Ornithobius Osculotes Otidoecus Oxylipeurus Paraclisis Paragoniocotes Passonomea Pectinopygus Pelmatocerandra Penenirmus Perineus Pessoaiella Philoceanus Philopterus Physconelloides Picicola Pseudolipeurus Pseudonirmus Pseudophilopterus Psittaconirmus Psittoecus Quadraceps Rallicola Rhynonirmus Saemundssonina</p>

Géneros	Strigiphilus Struthiolepeurus Sturnidoecus Theresiella Trabeculus Trichophlopterus Trogoninirmus Vernoniella
----------------	---

Sub Orden	Anoplura (Mamíferos)
Familias	Echinophthiriidae (Piojos de Focas) Haematopinidae (Piojos de Ungulados) Hoplopleuridae (Piojos de Animales acorazados) Linognathidae (Piojos Pálidos) Pedicinidae Pediculidae (Piojos del Cuerpo) Polyplacidae Pthiridae (Piojos Púbicos)

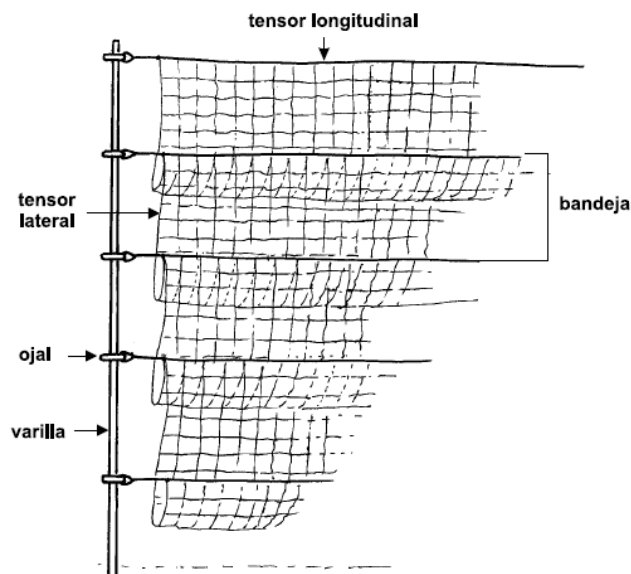
Sub Orden	Rhyncophthirina (Mamíferos)
Familias	Haematomyzidae

ANEXO 2. MANEJO Y TOMA DE DATOS EN AVES SILVESTRES

(Manipulación con redes de niebla)¹

Para capturar las aves y estudiarlas en detalle se utilizan redes de niebla, las cuales son elaboradas con fibras muy delgadas y resistentes. Por la finura de los hilos y su color pasan casi desapercibidas en el hábitat, por lo que logran atrapar con mucho éxito las aves que quedan enredadas al vuelo. Una red se divide en varias partes: tensor lateral, tensor longitudinal, ojal, bandeja o bolsa y varilla(s) (Figura. 1).

Figura 1. Partes de una red de niebla.



El equipo necesario para trabajar con aves y redes de niebla es:

¹ Zua A. (2012). Guía para el manejo y toma de datos en aves silvestres (Manipulación con redes de niebla). Modificada de: Villarreal H., M. Álvarez, S. Córdoba, F. Escobar, G. Fagua, F. Gast, H. Mendoza, M. Ospina y A.M. Umaña (2006). Aves. En *Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de biodiversidad* segunda edición (Pag 91-148). Programa de Inventarios de Biodiversidad. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, Colombia; *Guía de estudio del Anillador de Norteamérica*. 2001. The North American Banding Council. Californiam, U.S.A. <http://nabanding.net/nabanding/>; Ralph, C. John; Geupel, Geoffrey R.; Pyle, Peter; Martin, Thomas E.; DeSante, David F; Milá, Borja. 1996. Manual de métodos de campo para el monitoreo de aves terrestres. Gen. Tech. Rep. PSW-GTR-159. Albany, CA: Pacific Southwest Research Station, Forest Service, U.S. Department of Agriculture, 46 p.

- Redes de 6, 12, 15 ó 18 m de longitud por 2, 2.5 ó 3 m de altura y 30 ó 32 mm de ojo de malla.
- Varillas de aluminio o palos para extender las redes.
- Bolsas de Tela para transportar las aves.

- Equipo de medición: calibrador, regla metálica y pesolas de diferente gramaje (10, 50, 100 y 500 gr).
- Guías de campo para la identificación de las aves.
- Cuerda o pita.

¿Cómo y en dónde colocar redes de niebla?

- Es necesario realizar un reconocimiento del terreno o zona de muestreo con el objetivo de encontrar un sitio adecuado para la ubicación de las redes. Las redes se deben ubicar en puntos estratégicos para el paso de las aves, como por ejemplo los filos de las montañas, donde se aumenta la posibilidad de capturar aves de dosel o de hábitos aéreos.
- El terreno donde se van a colocar y abrir las redes debe ser poco pendiente, preferiblemente plano. La instalación de las redes se puede hacer individualmente, aunque es mucho más eficiente entre dos personas. Cuando se trabaja en dúo, una persona toma uno de los extremos de la red por los ojales y comienza a alejarse y halar la red mientras la otra sostiene el otro extremo y la red misma, soltándola poco a poco. Una vez estirada la red, cada persona debe ordenar los ojales de acuerdo con su secuencia en los tensores laterales y verificar que en ambos extremos el primer ojal de la secuencia sea el mismo, lo que permite abrir la red sobre las varillas sin que existan torsiones en los tensores longitudinales.
- Las varillas sobre los cuales se va a abrir y templar la red deben clavarse perpendicularmente al terreno. Deben estar firmes y no deben quedar doblados, para esto se puede utilizar pita o cuerda con el objeto de hacer tensión hacia fuera que ayude a sostener las varillas en su sitio y templar la red.

Hora de apertura y cierre de las Redes

Las redes se abren desde el amanecer (5:30-6:00) y se mantienen abiertas hasta las 10:00-10:30 cuando la actividad de las aves disminuye. Posteriormente se vuelven a abrir desde 14:00 hasta las 18:00 horas, excepto durante periodos de lluvia. La revisión de las redes se debe hacer cada 15 a 30 minutos dependiendo de las condiciones ambientales y el número de capturas. Sin embargo si se cuenta con personal suficiente para la revisión constante de las redes, éstas se pueden mantener abiertas durante las 12 horas de luz.

Una vez las aves capturadas son extraídas de la red (ver Cómo extraer un ave de la red), se guardan en bolsas de tela para ser transportadas posteriormente a un lugar donde puedan ser manipuladas con facilidad, para su posterior liberación.

Esfuerzo de muestreo

Se mide en horas-red (1 hora-red equivale a una red de 12x2 metros abierta durante una hora). Para calcular el esfuerzo de muestreo se debe anotar el número total de metros de redes y el número total de horas durante las cuales permanecieron abiertas; este último se calcula teniendo en cuenta la hora de apertura de las redes (hora en la cual se abre la última red) y la hora de cierre de las mismas (momento en que se cierra la primera red).

Por lo tanto: Esfuerzo de muestreo (horas-red) = (total metros redes/ 12 metros) X total horas.

¿Cómo sujetar un ave?

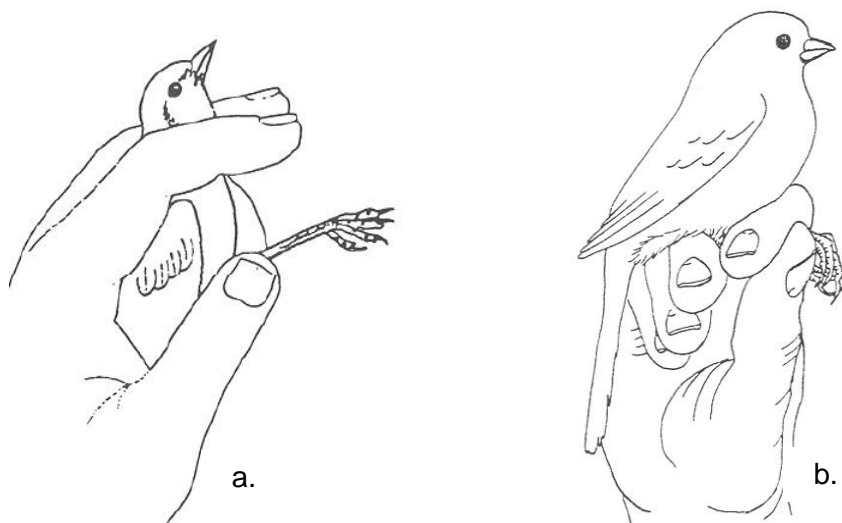
Para asegurar el bienestar de las aves durante el manejo o manipulación, es crucial la utilización de las formas de sujeción apropiadas, tal como se describe a continuación:

1. Método de Sujeción del Anillador: Es la forma mejor y más segura de sujetar aves de pequeñas a medianas. Sostenga al ave con el cuello cerca de la base del espacio que hay entre su dedo índice y medio. Con estos dos dedos entrecerrados suavemente alrededor del cuello del ave, las alas pueden ser detenidas contra la palma de su mano. Los dedos restantes y el pulgar se cierran suavemente alrededor del cuerpo del ave, formando un tipo de "jaula" (Fig. 2a). La clave es sostener el cuello de la manera más firme posible para que el ave no pueda sacar la cabeza de entre sus dedos, pero evitando presionar demasiado con el fin de no lesionarla o

estresarla. Su mano debe acunar el cuerpo del ave y restringir sus movimientos para que no se lesione o gaste energía tratando de escapar.

2. Método de Sujeción del Fotógrafo: Se utiliza principalmente para sostener aves mientras que se les fotografía, ya que maximiza la cantidad de plumaje observado, para pasar rápidamente de un investigador a otro, o para examinar ciertas características. Para este método, usted sostiene las patas del ave a manera de “tijera” entre sus dedos índice y medio (o medio y anular si su mano es pequeña) tan cerca del cuerpo como sea posible, y luego presiona los dedos del ave entre sus dedos pulgar e índice (o medio). Coloque su dedo índice entre las patas de las aves grandes tales como rapaces. Con este método, el ave está sujeta con seguridad por encima y por debajo de la articulación del talón, la cual se flexiona en forma de “L” (Fig. 2b). El ave entonces puede aletear, pero no puede mecerse de atrás a adelante ni de lado a lado. Si se toma de otra manera el ave puede sufrir fracturas. Las aves no deben ser sostenidas de esta manera por más tiempo del necesario, ya que gastan energía adicional tratando de escapar. Aun así, es esencial aprender este método de sujeción para extraer aves de redes de niebla (ver abajo) y fotografiar. Nunca sostenga a un colibrí, martín pescador, o caprimúlgido de esta manera, pues sus patas son muy débiles.

Figura 2. Sujeción apropiada en aves: **a.** Método Sujeción del Anillador. **b.** Método Sujeción del Fotógrafo.



En el caso de los Colibríes se requiere precaución cuando se manipulan. Aunque son aves fuertes para su tamaño, pueden entrar en conmoción debido al estrés o la falta de alimento. Además de la Sujeción del Anillador, estas aves pueden ser sostenidas con el método Sujeción con la punta de los dedos (Fig. 3), lo que permite el mayor control del ave mientras asegura su bienestar; el pulgar de un lado del cuerpo del ave, el dedo medio en el otro lado del cuerpo, y el dedo índice sobre el ave. Al sostener el primer y segundo dedos de manera firme pero relajada, usted no pone en peligro al ave, ni la deja escapar. No comprima al ave; la presión firme pero suave es adecuada.

Figura 3. Sujeción con la punta de los dedos, adecuada para un Colibrí.



¿Cómo extraer un ave de la red?

La mayoría de las aves que vuelan hacia la red no forcejean de inmediato. Después de algunos minutos, el ave empieza a apretar sus dedos y aletear. Entre más tiempo pase el ave en la red, será más difícil su extracción. Esto es particularmente cierto para las aves que pueden introducir parte de su cuerpo o las alas a través del tejido de la red. Entre más tiempo pase el ave en la red, también aumenta el riesgo de muerte o daño por enredamiento, exposición ó depredación. Siempre minimice los riesgos a las aves capturadas.

- Aproxímese silenciosamente a la red. La aproximación perpendicular a la red, reduce la oportunidad de escape de aves mal capturadas.

- Evalúe la situación. Si hay muchas aves en la red, pida ayuda si necesita. Busque primero las aves que muestran signos de inquietud. ¿Hay alguna ave capturada doblemente sobre la red, o capturada solo de una pata, o por la lengua; hay especies grandes y/o agresivas capturadas cerca de especies pequeñas o susceptibles a estrés? ó ¿hay algún ave colgando cerca del suelo o vegetación circundante? De manera tranquila y eficiente extraiga primero estas aves de alto riesgo.
- Mientras trabaja sobre un ave enredada, recuerde que el ave generalmente puede ser extraído fácilmente en la dirección desde la que entro a la red. Usted debe primero determinar cómo entró el ave a la red. Observe cuidadosamente desde que lado y entre que templetes entro el ave en la red, para encontrar la apertura de la bolsa que formó el ave, recuerde que casi siempre el ave forma la bolsa del lado opuesto a donde entró.

Extraiga el ave hacia atrás, por la vía que entró, paso a paso. Después de determinar por donde entró el ave, hay varios procedimientos estándar que se utilizan para extraerlas, pero las diferentes especies tienen diferentes problemas que requieren de improvisación. Ningún método por si solo será suficiente para todo tipo de aves porque entran de manera diferente a la red. La combinación de métodos es ciertamente lo que más se utiliza.

1. Método de patas primero:

Asegúrese que está trabajando en el lado de la red desde donde entró el ave. Encuentre una parte del vientre que esté libre de filamentos y tome con seguridad las patas del ave con el método de Sujeción del Fotógrafo, dejando que la red sostenga el resto del ave.

Revise que la red no esté oculta bajo las plumas del vientre, ya sea estirando suavemente los ligamentos o soplando suavemente las plumas para que se separen y se determine la ubicación de los filamentos de la red. Si el tejido de la red está lo suficientemente flojo, levante el ave desde su bolsa hacia usted, de manera que no pueda enredarse más mientras se mueve.

Las patas del ave están diseñadas de manera que los dedos se traban en una posición cerrada sobre la percha. En muchas especies, los dedos se relajan de manera natural y se abren cuando las patas son enderezadas. Con el ave sostenida con el método de Sujeción del Fotógrafo, utilice suavemente los dedos de su otra

mano para extender las patas y dedos, y enrollar o deslizar la red fuera de los dedos y patas con los dedos. Una vez que las patas están libres, continúe sosteniendo al ave con esta sujeción e intente liberar las alas. Nunca fuerce los filamentos sobre la articulación o hacia arriba de los cañones de las plumas. Esto puede ocasionar daños al tejido o a las plumas. Utilice su mejor criterio y desenrede primero el ala de la manera más fácil.

Después de liberar un ala, decida si lo mejor es liberar a continuación la cabeza o la otra ala. Si el ala opuesta se puede liberar fácilmente, entonces cambie su sujeción al método de Sujeción del Anillador, de manera que la mayor parte del cuerpo del ave esté sostenida cuando empiece a trabajar en la cabeza. Esto minimizará el forcejeo del ave y hará la extracción más fácil.

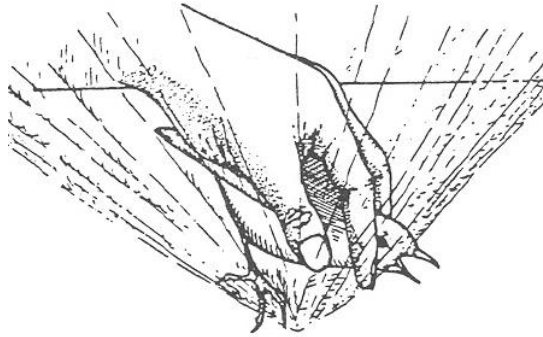
La parte más difícil es encontrar la apertura en el tejido de la red, entre los filamentos por donde el ave introdujo la cabeza. Una vez que los ha localizado, sostenga al ave con el método de Sujeción del Anillador, y utilice el pulgar de su otra mano para mantener la mandíbula superior del ave hacia los dedos de la mano que sostiene al ave. Con el dedo índice de la mano libre, enganche la red y sáquela sobre la cabeza del ave.

2. Método de sujetar por el cuerpo:

Este método se ha utilizado recientemente y se ha encontrado que sobrepasa a otros métodos en facilidad de aprendizaje, reducción de lesiones a las aves, y rapidez de extracción. Debe de ser aplicable a la mayoría de las passeriformes en redes de niebla.

Determine desde que lado de la red entró el ave. Encuentre la apertura de la bolsa formada por el peso del ave. Existen tres opciones en este punto. (1) Si el cuerpo del ave está accesible, sin tejido de red en el camino, solo tome al ave con la Sujeción del Anillador, con la palma de la mano (si utiliza la mano izquierda) sobre el dorso del ave, su dedo índice y medio en cada lado del cuello, el ala derecha sostenida con su pulgar, y los otros dedos alrededor del cuerpo del ave y la ala izquierda (Fig. 3).

Figura 3. Método de sujetar por el cuerpo.



Si la red está ligada alrededor de la cabeza y el ala, deslice sus dedos sobre el cuerpo y bajo las alas. Esto generalmente incluye su pulgar alrededor del pecho y sus dedos sobre el dorso del ave, alrededor de su costado y bajo las alas, y cuidadosamente alrededor de la curvatura del cuerpo. Asegúrese que no hay red bajo sus dedos –entre sus dedos y el ave. (3) Si el cuerpo se encuentra demasiado enredado para tomar al ave del cuerpo, entonces debe utilizar otro método. Con el cuerpo asegurado, saque el cuerpo hacia atrás de la red para exponer por lo menos la muñeca de un ala. Extraiga el ala de la red. Sacuda los filamentos de la red de la muñeca del ala, trabajando desde la parte de abajo. Generalmente su pulgar se colocaría bajo el filamento(s) en la parte inferior del ala y su dedo pulgar en la parte exterior de la muñeca del ala a manera de punto de apoyo sobre el cual pasar los filamentos. Cuando un ala está libre, deslice sus dedos alrededor de ella, asegurándola contra el cuerpo del ave. A continuación estire los lazos que permanecen alrededor del cuello, desde atrás de la cabeza hacia delante, como si sacara una camiseta. Extraiga la otra ala de la red, igual que anteriormente. El ave ahora puede sostenerse con la Sujeción del Anillador. Estire al ave hacia arriba y afuera de la red, y está generalmente liberará por si sola las patas en un intento por volar. Si los dedos están enredados, desenredelos estirando suavemente los filamentos. Usted verá que si la articulación del talón se endereza, los dedos del ave tienden a relajarse y es más fácil liberarlos de la red.

Atributos registrados para las aves capturadas

Para cada ave capturada se deben registrar los siguientes atributos: Localidad, coordenadas, altitud, fecha, hábitat, número de captura, determinación taxonómica, peso, sexo, edad,

estado reproductivo, cantidad de grasa en la fúrcula y flancos, estado del plumaje y morfometría del ave.

¿Cómo liberar un ave?

Como regla general, las aves deben de ser liberadas si han estado aguardando por más de una hora en una bolsa. El tiempo realmente depende de la temperatura, el comportamiento de la especie, y otras condiciones. Por ejemplo, si está muy frío afuera, las aves deben de ser liberadas tan pronto como sea posible para permitirles el máximo tiempo para alimentarse. Juveniles dependientes deben de ser manipulados tan rápido como sea posible, y deben de ser liberados en el sitio de captura. Muchos investigadores concuerdan en que es bueno liberar a grupos familiares juntos, igual que a otras aves que hayan sido capturadas juntas (p.e. bandadas). Durante la temporada reproductiva, las hembras con parche de cría o incubación deben de ser liberadas inmediatamente en el punto de captura después de procesarlas rápidamente en el lugar (Zua, 2012).

Las aves nunca deben ser lanzadas al aire o liberadas sobre el suelo, pues podrían no ser capaces de levantar el vuelo como resultado del frío, estrés o rigidez en las alas. Cuando libere un ave pequeña, lo mejor es sostenerla con la Sujeción del Anillador, acuclillarse de manera que no caigan, y simplemente abrir su mano hacia abajo sobre la otra mano. Si el ave se tropieza, ayúdelo a enderezarse, ya que la posición de vientre arriba paraliza a algunas aves. Un ligero empujón puede ayudar a la salida.

Bolsas para aves

Las bolsas deben de ser lo suficientemente grandes para que usted pueda introducir la mano y extraer al ave con la Sujeción del Anillador. Si una bolsa es demasiado pequeña para el ave, las plumas pueden quebrarse o doblarse, o las alas pueden lesionarse al estar mantenidas en una posición anormal. Las costuras de las bolsas deben de estar terminadas sin hilos sueltos. Si no es así, las bolsas deben de voltearse al revés de manera que el ave no enrede sus garras en ellas. Cuando se coloca un ave dentro de una bolsa, ponga su mano dentro de la misma, cerrando con la otra mano alrededor del cuello de la bolsa y el antebrazo o muñeca de la mano que sostiene al ave. Luego, suavemente suelte al ave en el

fondo de la bolsa y deslice su mano hacia fuera, asegurándose de que el ave permanezca en el fondo de la bolsa y ciérrela.

Nunca coloque las bolsas con aves sobre el suelo (donde puedan “brincar” o alguien las pueda pisar), ni los cuelgue de los postes de las redes de niebla (pues pueden crear demasiada tensión en partes de la red y lesionar a otras aves), ni las cuelgue donde puedan ser olvidadas (Zua, 2012). Se recomienda que cada ave este en una bolsa. Lave las bolsas para aves frecuentemente, ya que deben ser mantenidos limpias. Las bolsas sucias son antihigiénicas y desagradables. También pueden favorecer enfermedades o la proliferación de parásitos y evitar la circulación de aire. Nunca utilice bolsas húmedas, pueden evitar la circulación libre de aire o enfriar a las aves. Voltee las bolsas al revés y sacuda los desechos. Si se captura un ave enferma, es extremadamente importante colocar la bolsa lejos hasta que se lave y desinfecte. También tómese el tiempo de lavarse y desinfectarse las manos antes de manipular otras aves (Zua, 2012).

ANEXO 3. MÉTODOS DE RECOLECCION DE ECTOPARÁSITOS

Las poblaciones naturales de ectoparásitos pueden ser recolectados mediante varios métodos, los cuales dependen del propósito de la colecta, de la biología y de si el huésped puede o no morir. Los ectoparásitos permanentes, como los del orden Phthiraptera pueden obtenerse mediante el examen del cuerpo del huésped; otros como las pulgas y ácaros que tienen periodos de vida libre, se pueden hallar en los lugares donde habita el huésped (Martín, 1994).

Los huéspedes vivos pueden ser examinados utilizando anestesia o sin ella mientras que aquellos que están muertos deben ser conservados completamente pero si no se logra es necesario hacer otro tipo de técnicas de lavado y disolución de todas las partes del cuerpo para la extracción de los ectoparásitos (Martín, 1994).

UTENSILIOS PARA RECOLECCIÓN DE ECTOPARÁSITOS

Se pueden utilizar varios tipos de pinzas entomológicas para extraer los parásitos adheridos a la piel y plumas de las aves; como las de punta fina recta y curvas, punta ancha (Figura 1). También pueden usarse pinceles entomológicos (Márquez, 2005).

Figura 1. Diferentes tipos de Pinzas entomológicas.



(Tomado de Martin, 1977)

Además de las pinzas se deben tener los tubos donde se colocaran los parásitos previamente recolectados; para ello se pueden utilizar micro-viales (Crio-viales), tubos o frascos en vidrio, tubos ependor, etc (Figura 2). Que luego deben ser correctamente rotulados e identificados con los datos del ave y de la muestra (Marquez, 2005).

Figura 2. Tipos de tubos de recolección de ectoparásitos.



(Tomado de CMB, 2014)

A si mismo se deben llevar consigo un medio de conservación; el cual puede ser líquido como alcohol etílico al 70% o seco; en donde solos.

RECOLECCIÓN SOBRE HOSPEDEROS VIVOS

La obtención de los ectoparásitos presenta ciertas dificultades debido a que los huéspedes deben ser capturados y las aves oponen una gran resistencia al tratamiento manual para la búsqueda de sus parásitos. Por lo tanto pueden utilizarse varios métodos, que se describe Martin (1994) a continuación:

- a) Sin anestésicos ni insecticidas: Es el más simple, que consiste en inmovilizar al animal y se recogen los insectos de la piel y plumas manualmente mediante un pequeño tubo y una pinza cuyas puntas estén recubiertas con algodón húmedo (Figura 3).

Figura 3. Recolección de ectoparásitos sin anestesia.

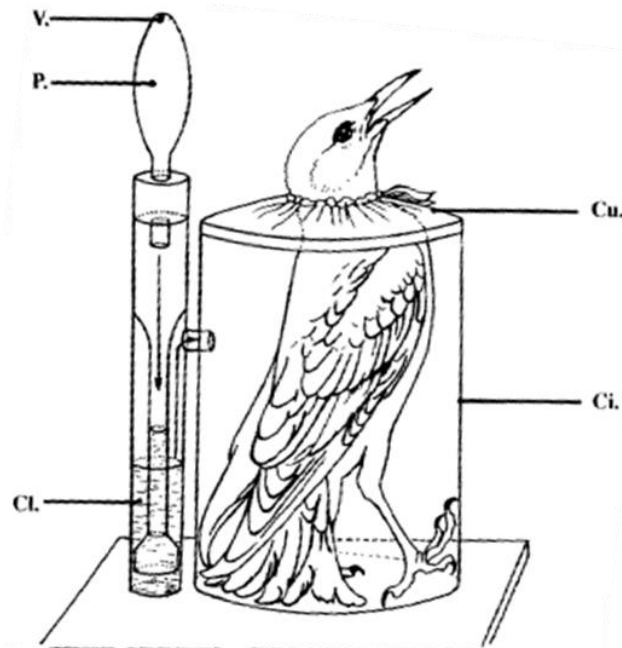


(Tomado de Bates, 2014).

- b) Anestesiados ambos parásito y huésped: Este facilita la recolección de los parásitos, debido a que el huésped se encuentra en condiciones adecuadas para ser examinado y los parásitos no se mueven ni se adhieren fuertemente, por lo que pueden ser separados sin que puedan dañarse (Martín, 1994).
- c) Anestesiado solamente el parásito: Este sistemas es el más común, ya que le permite al huésped seguir respirando normalmente mientras que los parásitos están muertos o anestesiados (Martín, 1994).

El mejor sistema consiste en intoxicar a los piojos con cloroformo usando el “Fair Isle Apparatus” descrito por Williamson (1954); está compuesto por un cilindro plástico o de vidrio de una o dos bombas para inhalar los vapores de cloroformo en el interior del cilindro y dentro de este cilindro se coloca el ave, de forma que la cabeza del ave quede por fuera de la abertura superior, la cual tiene una tela en la parte de arriba con una goma del tamaño aproximado del cuello del ave (Figura 4). El vapor debe estar en contacto con el cuerpo del ave por lo menos 1 minuto para que los parásitos mueran, se desprendan por el movimiento del ave dentro del cilindro y caigan en la parte de abajo del cilindro. Otras sustancias que pueden ser usadas son éter, paradiclorobenceno o insecticidas (Martín, 1994).

Figura 4. Método por Fair Isle Apparatus.



CL. (Cloroformo), P.(Pera de goma), V. (Válvula), Cu. (Cuello de tela para cerrar el cilindro), Ci. (Cilindro de plástico o vidrio donde se introduce el ave.

(Tomado de Zlotrzycka, 1974 en Martín, 1994)

Existe un método muy parecido al mencionado anteriormente, descrito por Dunn (1932); que consiste en tomar a las aves, con las alas levantadas sobre el dorso y se colocan en un recipiente con cloroformo líquido de modo que tengan contacto por uno o dos minutos con el cuerpo del ave, se saca del recipiente, se remueven algunas plumas dejando caer los piojos muertos debido al cloroformo (Figura 5).

Figura 5. Método descrito por Dunn.



A. (Piojos en las plumas); B. (Forma de tomar el ave); C. (Ave en cloroformo); D. (Ave totalmente cubierta con la sustancia y lista para retirar las plumas más afectadas.

(Tomado de <http://www.pigeonracingpigeon.com/menu/diseases/racing-pigeon-dipping-feather-lice-treatment/>)

BIBLIOGRAFÍA:

Bates J. (2014). Images from the exhibits; Lice found in a feather. The Field Museum, Zoology and Division of birds. Chicago. Tomado de: <http://birds.fieldmuseum.org/media-gallery/detail/376/1231>

Dunn L.H. (1932). An effective method for collecting ectoparasites from live animals and birds. *Psyche* 39. Pag. 26 – 29.

Márquez J. (2005). Técnicas de colecta y preservación de insectos. *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa*. No. 37. Hidalgo, México. Pág. 385 – 408. Tomado de: http://www.uaeh.edu.mx/sistema_investigacion/funciones/bajarArchivo_web.php?producto=4107&archivo=Teccollectpres05.pdf

Martín, J.E. (1977). The insects and arachnids of Canada. Part 1. Collecting, preparing, and preserving insects, mites and spiders. Kromar Printing Ltd. Québec.

Martín, M. P. (1994). Manual de Recolección y Preparación de Ectoparásitos (Malófagos, Anopluros, Sifonapteros y Ácaros). Serie de Manuales Técnicos de Museología. Número 3. Museo Nacional de Ciencias Naturales Consejo Superior de Investigaciones Científicas. Madrid, España. Pág. 36 – 52.

ANEXO 4. FOTOS DE ECTOPARÁSITOS MUESTREADOS**Figura 1.** Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764b.

(Elaboración Propia)

Figura 2. Cabeza y Tórax de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764b.

(Elaboración Propia)

Figura 3. Abdomen de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID764b.



(Elaboración Propia)

Figura 4. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764c.



(Elaboración Propia)

Figura 5. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764c.



(Elaboración Propia)

Figura 6. Abdomen de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID764c.



(Elaboración Propia)

Figura 7. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764f.



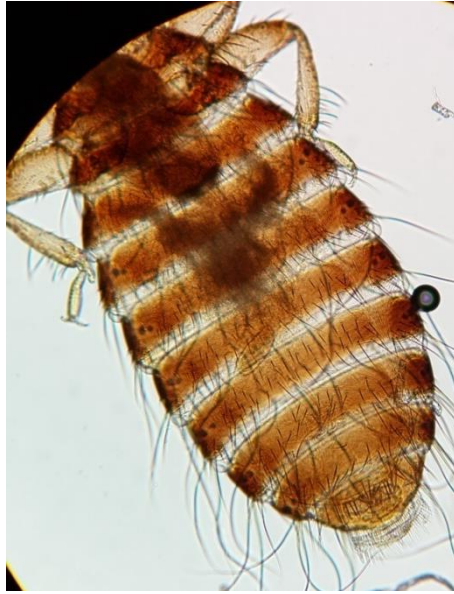
(Elaboración Propia)

Figura 8. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764f.



(Elaboración Propia)

Figura 9. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764f.



(Elaboración Propia)

Figura 10. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764g.



(Elaboración Propia)

Figura 11. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764g.



(Elaboración Propia)

Figura 12. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764g.



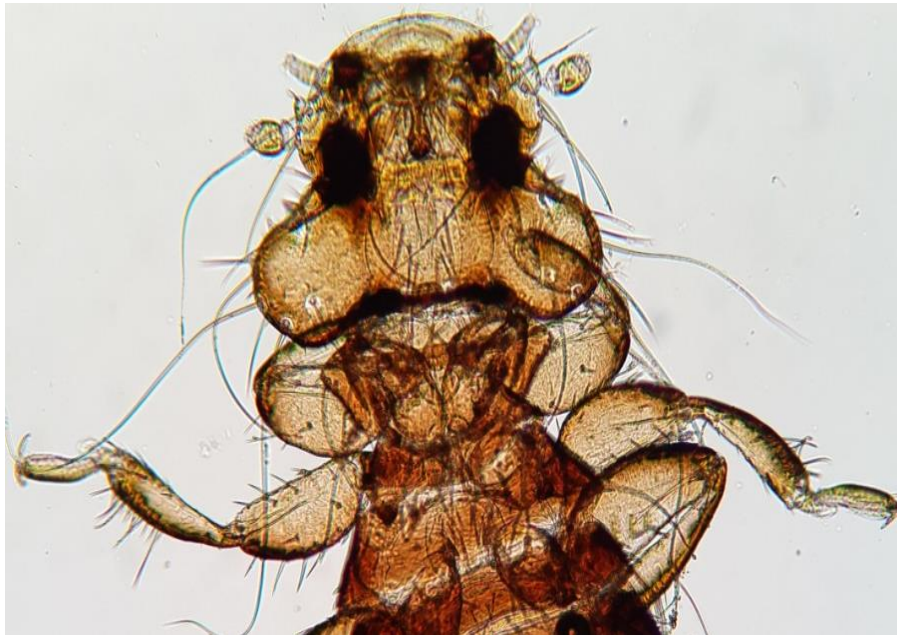
(Elaboración Propia)

Figura 13. Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764i.



(Elaboración Propia)

Figura 14. Cabeza y Tórax de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764i.



(Elaboración Propia)

Figura 15. Abdomen de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764i.



(Elaboración Propia)

Figura 16. Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764k.



(Elaboración Propia)

Figura 17. Cabeza y Abdomen de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764k.



(Elaboración Propia)

Figura 18. Abdomen de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 764k.



(Elaboración Propia)

Figura 19. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 798a.



(Elaboración Propia)

Figura 20. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 798a.



(Elaboración Propia)

Figura 21. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 798a.



(Elaboración Propia)

Figura 22. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 798b.



(Elaboración Propia)

Figura 23. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 798b.



(Elaboración Propia)

Figura 24. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 798b.



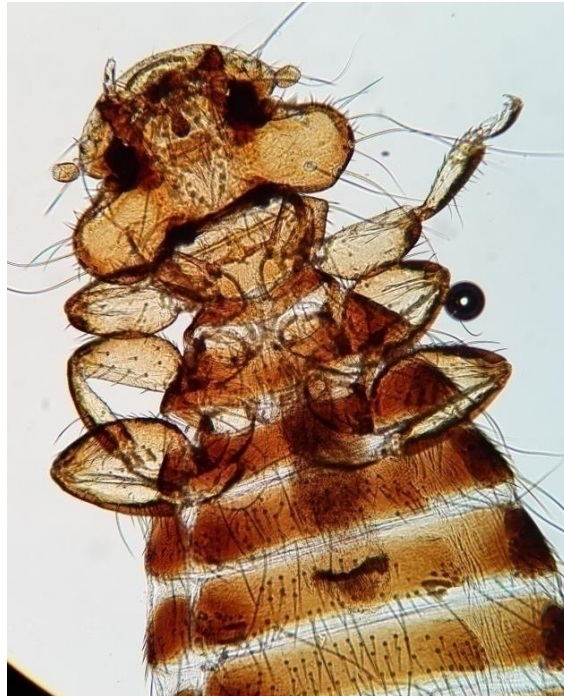
(Elaboración Propia)

Figura 25. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 799.



(Elaboración Propia)

Figura 26. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 799.



(Elaboración Propia)

Figura 27. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 799.



(Elaboración Propia)

Figura 28. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 801a.



(Elaboración Propia)

Figura 29. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 801a.



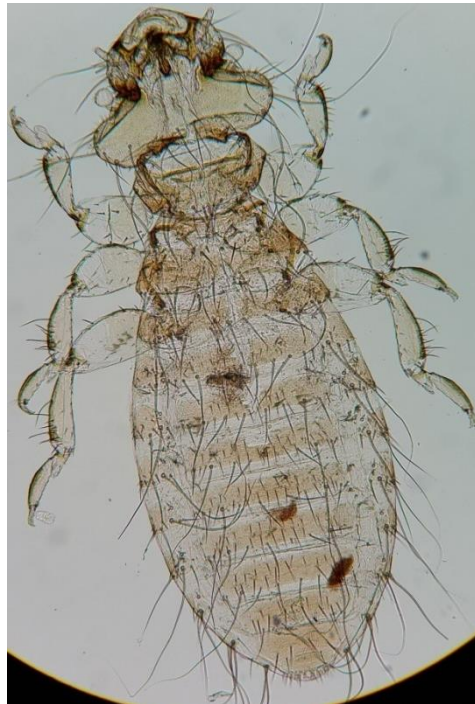
(Elaboración Propia)

Figura 30. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 801a.



(Elaboración Propia)

Figura 31. Ninfa, ID 801b.



(Elaboración Propia)

Figura 32. Cabeza y Tórax de Ninfa, ID 801b.



(Elaboración Propia)

Figura 33. Abdomen de Ninfa, ID 801b.



(Elaboración Propia)

Figura 34. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 801d.



(Elaboración Propia)

Figura 35. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 801d.



(Elaboración Propia)

Figura 36. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 801d.



(Elaboración Propia)

Figura 37. Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 801e.



(Elaboración Propia)

Figura 38. Cabeza y Tórax de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 801e.



(Elaboración Propia)

Figura 39. Abdomen de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 801e.



(Elaboración Propia)

Figura 40. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 802a.



(Elaboración Propia)

Figura 41. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 802a.



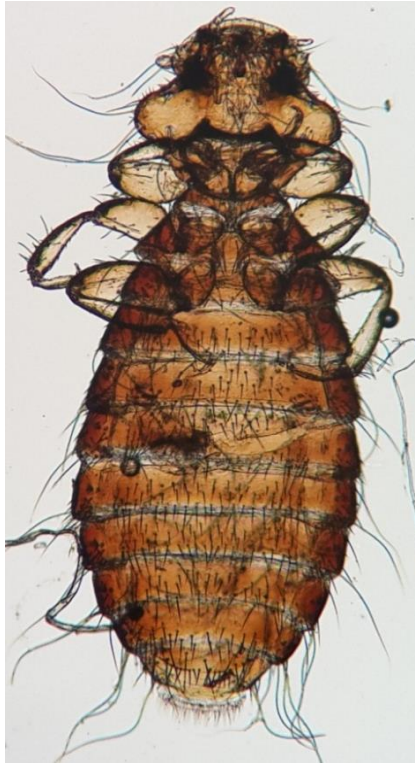
(Elaboración Propia)

Figura 42. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 802a.



(Elaboración Propia)

Figura 43. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 802b.



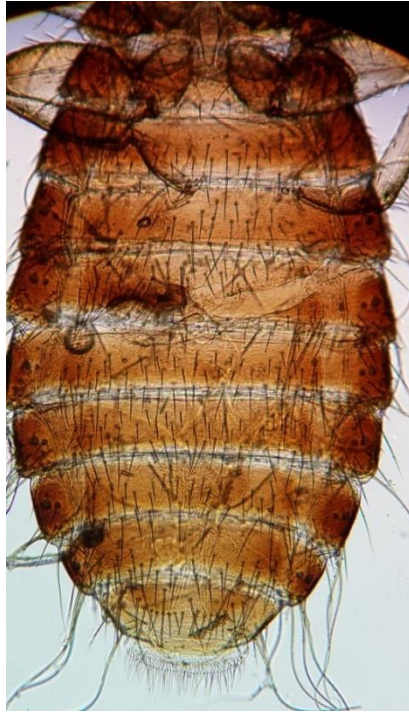
(Elaboración Propia)

Figura 44. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 802b.



(Elaboración Propia)

Figura 45. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 802b.



(Elaboración Propia)

Figura 46. Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 802c.



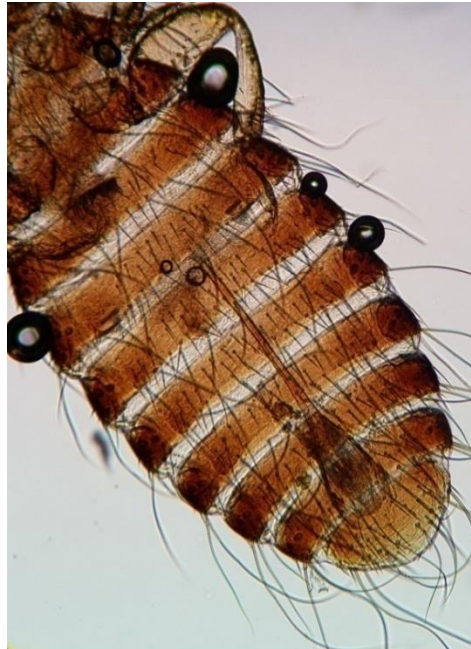
(Elaboración Propia)

Figura 47. Cabeza y Tórax de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 802c.



(Elaboración Propia)

Figura 48. Abdomen de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 802c.



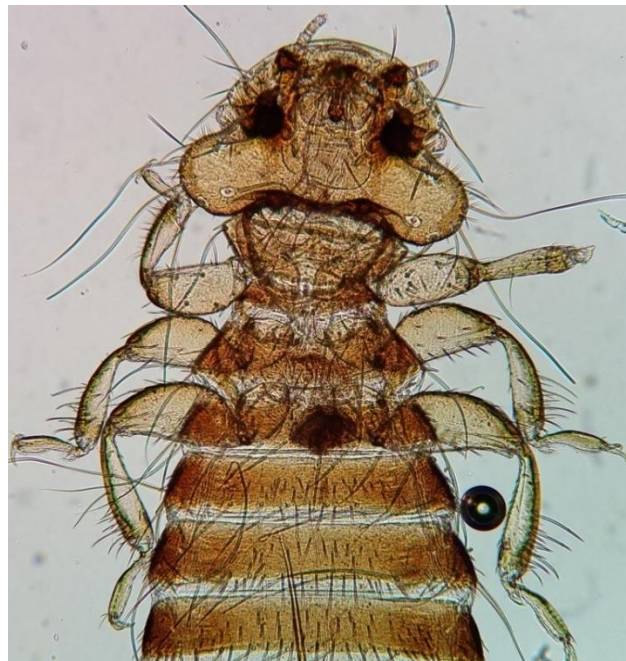
(Elaboración Propia)

Figura 49. Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 803a.



(Elaboración Propia)

Figura 50. Cabeza y Tórax de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 803a.



(Elaboración Propia)

Figura 51. Abdomen de Macho Adulto de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 803a.



(Elaboración Propia)

Figura 52. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 803b.



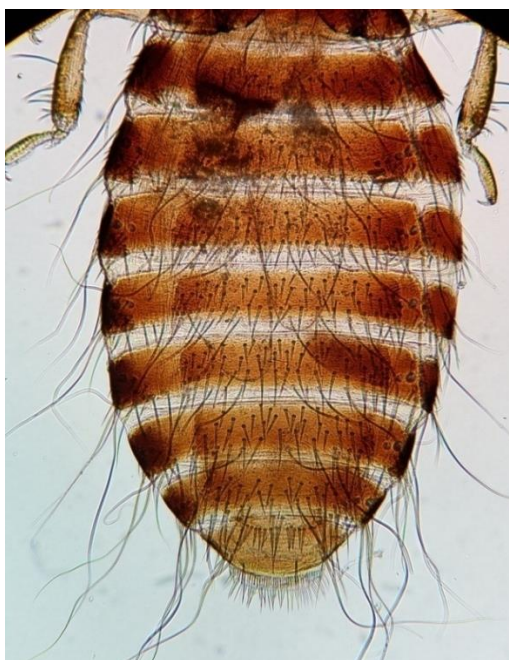
(Elaboración Propia)

Figura 53. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 803b.



(Elaboración Propia)

Figura 54. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 803b.



(Elaboración Propia)

Figura 55. Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 804.



(Elaboración Propia)

Figura 56. Cabeza y Tórax de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 804.



(Elaboración Propia)

Figura 57. Abdomen de Hembra Adulta de la especie *Ciconiphilus decimfasciatus*, ID 804.



(Elaboración Propia)

ANEXO 5. GLOSARIO

A

APODEMA: invaginaciones de la cutícula, en donde se insertan los músculos

ABSCISA: Cualquier porción o segmento diferenciado de una nervadura alar.

ACERADO: Aquel insecto desprovisto de antenas.

ACICULAR: De forma puntiaguda o de aguja.

ACUMINADO: decrecientes hasta un punto largo.

ANTENA: Cada uno de los dos apéndices sensoriales segmentados que se observan en la cabeza.

APICE: Extremo puntiagudo de algo.

ARTEJO: Cada una de las partes en las que se dividen los apéndices (patas, antenas, palpos en el caso de los insectos).

B

BASAL: En cuanto a la base de una estructura - la parte más cercana del cuerpo. Las células basales en Díptera son generalmente pequeñas celdas cerca de la base del ala.

BASALIS: Esclerito principal de la mandíbula cuando hay varios escleritos diferenciados.

BASICÓNICO, SENSORIO O SENSILIO: Órgano de los sentidos que se caracteriza por presentar la superficie cuticular de forma cónica sobresaliente.

C

CAPUT: La cabeza con todos sus apéndices.

CARDO: El segmento basal del maxilar o la mandíbula secundaria.

CARENA/CARINA: Engrosamiento del exoesqueleto en forma de línea o banda.

CERADO: Con antenas.

CERDAS VERTICALES EN LÍNEA: Un par de cerdas - divergentes, paralelos, o cruzar - en la parte posterior de la cabeza de moscas diferentes, de alguna manera detrás de los ocelos.

CLAVIFORMES: Con forma de porra o ensanchándose gradualmente hacia el ápice que es redondeado.

CLUB: El terminal engrosado (más alejado de la cabeza) de las antenas.

CLÍPEO: Parte más baja de la cara de insectos, justo por encima del labrum.

COESPECIACIÓN: Si la relación entre dos especies es muy cercana, pueden experimentar especiación en paralelo. Se le llama coespeciación, y es especialmente probable que ocurra entre los parásitos y sus huéspedes.

CONSPICUAS: Notable, sobresaliente, visible

CORIÁCEO: Semejante al cuero en su aspecto y consistencia.

CORNICULADO: Que tiene pequeños cuernos o protuberancias parecidas.

E

EMPODIO: Pequeña parte periférica localizada entre las uñas de los tarsos de muchos insectos.

ESCLERITO: Cada una de las piezas del exoesqueleto, delimitada por suturas.

ESCUTELO: Escama de los tarsos y de los dedos de las aves.

ESPIRÁCULO: Cada uno de los orificios pares de los segmentos del cuerpo a través de los cuales penetra el aire a las tráqueas. Abertura exterior del aparato respiratorio.

ESTERNITOS: En artrópodos, es cada una de las placas transversales en el lado ventral del mesosoma. Se trata de placa endurecida de cutícula que forma parte del exoesqueleto. Cada uno de los esternitos se encuentra delimitado por suturas, surcos o articulaciones.

ESTIGMAS: Espiráculo de un insecto o artrópodo; mácula coloreada de muchas alas de lepidópteros.

ESTILETE: Apéndice fino, rígido y alargado.

E

FILIFORME: Filamentoso, que parece un hilo.

M

MESONOTO/ MESONOTUM: En insectos, es la porción dorsal del mesotórax.

MESOSOMA: Porción anterior del abdomen de en ciertos artrópodos.

MESOTÓRAX: Somito central de los tres que componen el tórax de los insectos. Segundo segmento del tórax, posee un par de patas y en insectos adultos puede tener un par de alas.

METAESTERNAL: Esclerito ventral del metatórax.

METANOTUM: En insectos, es la porción dorsal del metatórax.

METATÓRAX: Tercer segmento del tórax, posee un par de patas y en insectos adultos puede tener un par de alas.

MICROTRQUIOS: Estructuras diminutas con aspecto de pelos

MOLINICORNE: Que tiene las antenas parecidas a una cadena de perlas.

MONILIFORMES: Construido con contracciones y expansiones a intervalos regulares alternos que le dan el aspecto de un rosario.

P

PARÁMEROS: piezas pares

PALPOS: Prolongación de una pieza bucal de un artrópodo que tiene función táctil o gustativa (apéndice sensorial, carnoso).

PROBOSCIS: Órgano tubular de forma y con función variadas, presentes en un gran número de invertebrados como los insectos.

PRONOTO: Parte dorsal del protórax de los insectos.

PROSTERNUM: Es el esclerito ventral del protórax en un insecto.

PROTORAX (pterotoráx): Es el primero de los tres segmentos del tórax de un insecto, y es portador del primer par de patas. Su principales escleritos (placas exoesqueléticas) son el pronoto (dorsal), el prosterno (ventral), y las propleuras (lateral) de cada lado.

PTEROTÓRAX: Cuando el mesotórax y metetórax están fusionados formando un único segmento llamado pterotórax.

PULVILOS: Pequeño cojinete o almohadilla, a menudo cubierto de pelos cortos, en la pata de un insecto entre las uñas del último artejo.

Q

QUETOTAXIA: es una adaptación a la vida edáfica por la cual un organismo presenta pelos sensitivos que utiliza para ubicarse y protegerse en un terreno bajo en luminosidad, apegándose con cada uno de estos a una superficie.

QUITINIZADAS (Quitina): Polisacárido amorfo, blanco o incoloro que forma la base de los duros tegumentos de los insectos y crustáceos.

S

SÉSILES: Cualquier órgano que carece de pie o soporte.

SETA: Cualquiera de los diversos tipos de proyecciones parecidas a pelos o cerdas de naturaleza quitinosa.

SOMITO: Uno de dos o más compuestos químicos que presentan isometría con otros.

SUTURA: Línea de unión entre escleritos inmóviles.

T

TRICOBOTRIOS: pelos sensoriales

TERGO: Porción dorsal o superior esclerosada de un anillo o segmento.

TERGITO (Terguito): es cada una de las placas transversales que cubren el dorso del mesosoma. Se trata de placa endurecida de cutícula que forma parte del exoesqueleto.

Cada uno de los tergitos se encuentra delimitado por suturas, surcos o articulaciones, y su ornamentación puede ser variada.

U

UNGUÍFERO: Proceso en el extremo del tarso al cual se articulan las uñas pretarsales.

URITO: Somito del abdomen. Urómero o urosomito.

UROPIGIO: El ovipositor cuando está formado por una extensión simple de los segmentos abdominales.

URÓPODO: Pata abdominal.

UROSOMA: Abdomen. Tercera gran región o tagma del cuerpo de los insectos, portadora de los órganos genitales.

V

VIDA EDÁFICA: se define como la existencia de organismos adaptados a las condiciones bajo el suelo.

BIBLIOGRAFÍA DEL GLOSARIO

Inedu. 2014. Diccionario de terminología entomológica. Extraído de:
<http://www.inedupro.com/inedudic/index.php?l=T>

Sesbe. 2014. Introducción a la evolución. Extraído de:
<http://www.sesbe.org/evosite/evo101/VC1hCospeciation.shtml.html>