

INSECTOS PARÁSITOS QUE AFECTAN A LOROS DE ARGENTINA Y MÉTODOS PARA SU OBTENCIÓN

ROSANA ARAMBURÚ

*División Zoología Vertebrados y Cátedra de Ecología de Poblaciones,
Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata.
Paseo del Bosque s/n, 1900 La Plata, Buenos Aires, Argentina. aramburu@fcnym.unlp.edu.ar*

RESUMEN.— Las aves son parasitadas por una comunidad diversa de artrópodos, que pueden ser la causa principal de morbilidad y mortalidad en pichones y adultos. En este trabajo se brinda información sobre métodos para obtener insectos parásitos, distinguiendo métodos sobre el ave (para parásitos permanentes) y de búsqueda en el nido (para parásitos temporarios). Se ofrecen comentarios sobre algunos de los grupos más importantes de insectos parásitos de loros que se distribuyen en Argentina: piojos masticadores (Phthiraptera), pulgas (Siphonaptera), chinches y vinchucas (Hemiptera) y moscas (Diptera). Finalmente, la relación entre comportamiento y parasitismo se ejemplifica con actividades de las aves que favorecen la transmisión y actividades que disminuyen la incidencia de insectos parásitos. Se destaca la importancia que tiene la relación hospedador/parásito en hábitats fragmentados para la conservación de especies amenazadas de extinción.

PALABRAS CLAVE: *Cimicidae, Comportamiento, Diptera, Phthiraptera, Psittacidae, Reduviidae, Siphonaptera.*

ABSTRACT. PARASITIC INSECTS AFFECTING PARROTS IN ARGENTINA AND COLLECTION METHODS.— Birds are parasitized by a diverse community of arthropods, which may be the major cause of morbidity and mortality in nestlings and adults. This article provides information on collection methods for parasitic insects, distinguishing the methods on the bird's body (for obligate parasites) and within nests (for temporary parasites). Comments are made about some of the most important groups of parasitic insects of parrots that are distributed in Argentina: chewing lice (Phthiraptera), fleas (Siphonaptera), bugs and triatomines (Hemiptera), and flies (Diptera). Finally, the relationship between behavior and parasitism is exemplified by activities of the birds that favor the transmission and activities that decrease the incidence of parasitic insects. It highlights the importance of the host/parasite relationship in fragmented habitats for the conservation of endangered species.

KEY WORDS: *Behavior, Cimicidae, Diptera, Phthiraptera, Psittacidae, Reduviidae, Siphonaptera.*

Recibido 16 mayo 2010, aceptado 11 noviembre 2011

Las aves son parasitadas por una comunidad altamente diversa de artrópodos, que incluye insectos tales como piojos (Phthiraptera), pulgas (Siphonaptera), chinches y vinchucas (Hemiptera) y moscas (Diptera), así como garrapatas y otros ácaros (Janovy 1997, Proctor y Owens 2000). Estos taxa varían en los recursos que toman y en la estrechez de su relación con las aves, pudiendo ser la causa principal de morbilidad y mortalidad en pichones y adultos (Feare 1976, Duffy 1983). Los efectos negativos sobre el tamaño de nidada (Møller 1991, 1993), crecimiento y supervivencia de pichones (Merino y Potti 1995, Hurtrez-Boussés et al. 1997), comportamiento parental (Hurtrez-Boussés et al. 1997, Hurtrez-Boussés

y Renaud 2000), dispersión (Brown y Brown 1992), éxito reproductivo futuro y supervivencia del hospedador (Brown et al. 1995, Richner y Tripet 1999, Dudaniec y Kleindorfer 2006) están bien documentados en algunas especies.

El riesgo de ser parasitadas se incrementa en aves que nidifican en nidos cerrados o en cavidades que son usadas en sucesivas estaciones reproductivas (Wasylik 1971, Bucher 1988). Los loros del Neotrópico nidifican en huecos asociados a árboles de bosques maduros o acantilados, a excepción de dos especies que construyen su nido con ramas: *Myiopsitta monachus*, que los erige en árboles o estructuras humanas, y *Myiopsitta luchi*, que utiliza

hendeduras en acantilados (Forshaw 1989, Collar 1997). En loros neotropicales la frecuencia de reocupación de cavidades es variable y cuando es alta está generalmente relacionada a una baja disponibilidad (White et al. 2005, Sanz y Rodríguez-Ferraro 2006).

Para varias especies de loros presentes en Argentina hay citas sobre piojos, que transcurren todo su ciclo de vida sobre el hospedador (parásitos permanentes). Los parásitos que solo suben al hospedador para alimentarse (temporarios), como es el caso de muchos ácaros e insectos hematófagos, están menos documentados. La riqueza y carga parasitaria de algunos piojos y otros ectoparásitos se conoce para *Cyanoliseus patagonus* (Mey et al. 2002), *Myiopsitta monachus* (Aramburú et al. 2003), *Amazona aestiva* (Berkunsky et al. 2005) y *Aratinga acuticaudata* (Aramburú et al. en prensa). Sin embargo, los efectos que estos y otros ectoparásitos ejercen sobre la supervivencia y fertilidad de los loros son aún desconocidos.

En este trabajo se ofrece información sobre varios métodos útiles para la obtención de insectos parásitos de aves. Además, se provee una lista y comentarios sobre algunos de los grupos más importantes de parásitos de loros que se distribuyen en Argentina.

MÉTODOS DE OBTENCIÓN DE ECTOPARÁSITOS

Los ectoparásitos se pueden buscar y obtener del cuerpo de las aves, ya sean pichones o adultos, cuando se trata de parásitos obligados (e.g., piojos). Así pueden recuperarse también insectos hematófagos (e.g., pulgas, chinches, vinchucas); un número alto en los pichones es indicador de una abundancia importante en el nido. De todos modos, el modo de vida y los hábitos alimentarios hacen que la búsqueda dentro del nido sea más efectiva y recomendable. Por esta razón se distingue aquí entre métodos sobre el ave y métodos de búsqueda en el nido.

Métodos sobre el ave

El examen visual del plumaje y del cuerpo del ave es uno de los métodos que se usan cuando se necesita una estimación de abundancia sin remover los piojos (Clayton y Drown 2001). Se utiliza una luz potente para

visualizarlos y el examen se hace durante tiempos cortos (no mayores de un minuto) para evitar dobles conteos. Se relevan así diferentes regiones del cuerpo en una secuencia definida, estimando el número (Clayton 1991).

El primer aparato para obtener ectoparásitos del cuerpo de las aves fue diseñado por Williamson (1954) y se conoce como "Fair Isle". El ave se coloca en un recipiente de vidrio con la cabeza afuera y se utilizan vapores de cloroformo para matar a los parásitos, que luego son recuperados del fondo del recipiente. Este proceso es bastante lento y algunos de sus problemas fueron resueltos por Fowler y Cohen (1983) mediante el uso de un gran número de frascos y la sujeción de las aves con un clip en lugar de con la mano, permitiendo el procesamiento simultáneo de muchas aves. Bear (1994) propuso una modificación, utilizando un frasco de vidrio con cuatro orificios por donde sucesivamente se insufla aire con una pera de goma; de este modo, los vapores del algodón con cloroformo se hacen circular entre las plumas. Con el fin de prevenir el aumento de presión, en uno de los agujeros se inserta un globo que se expande cuando la pera se comprime. Piojos de *Cyanoliseus patagonus* fueron obtenidos con el uso de un recipiente "Fair Isle" (Mey et al. 2002).

El método de "brushing" o cepillado del plumaje es de uso generalizado en parasitología (Clayton y Walther 1997). Se coloca el ave en una bolsa plástica, dejando la cabeza afuera, junto a una mota de algodón embebida en acetato de etilo. Esta sustancia mata a los artrópodos y es totalmente inocua para las aves. Como es muy volátil hay que trasladarla al campo en frascos de cierre hermético de vidrio o plástico; en este último caso hay que comprobar previamente que los vapores no lo destruyan. La exposición de las aves se realiza durante 3–5 min. En la cabeza también se encuentran piojos, de modo que se completa pasando un algodón con acetato por esa zona. Como el trabajo de campo requiere celeridad—sobre todo cuando se trabaja con pichones—se suelen utilizar baterías de recipientes, adecuados al tamaño de las aves, donde se las va colocando junto al acetato escalonadamente en el tiempo (un ejemplo de su utilización en *Amazona aestiva* se puede ver en Berkunsky y Charpin 2006). Una vez terminado ese lapso, se procede al peinado o agita-

ción del plumaje. Puede hacerse con ayuda de un cepillo o directamente con los dedos, de modo que los artrópodos muertos por los vapores se desprendan del cuerpo y del plumaje y caigan en el interior de la misma bolsa, que ya se puede rotular y llevar al laboratorio. Se puede conservar en congelador a menos de 0 °C o a temperatura ambiente en bolsas de cierre hermético para evitar la entrada de aire o de artrópodos del medio (Berkunsky et al. 2005).

Otros métodos requieren que las aves estén muertas, como el de lavado. Consiste en sumergir el cuerpo del ave en una solución de jabón líquido utilizando un agitador mecánico durante 10 min (ciclo de lavado). Al término de ese ciclo se agrega una solución de etanol 95% para reducir la espuma, que a menudo contiene piojos suspendidos, y luego el ave es transferida a otro recipiente con agua y sacudida por otros 10 min (ciclo de enjuague). Se repite el proceso con etanol y un segundo enjuague, luego de lo cual se filtra el líquido de los recipientes y se obtienen los piojos (Clayton y Drown 2001). El método del cepillado mencionado anteriormente también puede aplicarse a aves muertas, lo que permite remover una mayor cantidad de piojos (Clayton y Drown 2001). Estos estudios deben hacerse en circunstancias éticamente aceptables, como por ejemplo aves encontradas muertas o, en el caso de *Myiopsitta monachus*, sometidas a métodos de control letal por organismos fitosanitarios (Aramburú et al. 2003). Por razones éticas obvias, siempre serán preferibles los métodos que preservan la vida de las aves.

Métodos de búsqueda en el nido

Hay varios modos de conseguir artrópodos de hábitos parasitarios de los nidos. Algunos métodos son laboriosos, pero permiten conocer la fauna total de artrópodos y no solo la parasitaria, que está ubicada en sectores del nido más cercanos a las aves (Aramburú et al. 2009).

En algunas ocasiones se puede sacar el nido o el material que se encuentra en su interior (camas o lechos) y trasladarlo al laboratorio en bolsas adecuadas, sin matar a los artrópodos (Aramburú et al. 2002). En estos casos, es conveniente colocarlos en embudos de Berlese-Tullgren (Southwood 1978). Los artró-

podos huyen de la luz y descienden por sus medios al vaso colector, desde donde pueden ser rescatados (Clayton y Tompkins 1994, Aramburú et al. 2002, 2009, Aramburú y Calvo 2009). Si se desea tenerlos vivos se coloca en el frasco un algodón humedecido con agua; si, por el contrario, se los quiere matar, será suficiente con un poco de alcohol en el fondo. Este método ofrece la ventaja de la separación "voluntaria" de los artrópodos, lo cual facilita la tarea y reduce el tiempo de trabajo. Se recomienda hacer la recolección de lechos o de nidos completos luego de que los pichones hayan partido o de que los nidos hayan sido predados o abandonados. Cuando sea posible, se recomienda devolver el nido al mismo sitio (Aramburú y Calvo 2009). En este caso, en el futuro se pueden obtener datos de reinfestación. Cuando no se va a procesar la muestra rápidamente, se debe agregar acetato de etilo para matar a los artrópodos (Clayton y Walther 1997, Aramburú et al. 2002). Las bolsas se deben cerrar cuidadosamente y, si es posible, exponer al sol para acelerar la volatilización. Luego se pueden guardar en congelador hasta su procesamiento o en bolsas herméticas con cierre deslizable. En este caso, los lechos o los nidos se examinarán posteriormente bajo lámpara o lupa y los artrópodos se colectarán manualmente (Clayton y Walther 1997).

Otro método de obtención requiere desarmar en su totalidad el nido; cuando el material usado en la construcción son ramas, como en el caso de *Myiopsitta monachus*, se sacan una a una sobre una tela blanca que facilite la detección o en el interior de una bolsa donde vayan quedando los artrópodos. Si el nido no fue rociado con acetato de etilo, el movimiento ayuda a detectar y capturar los artrópodos; en caso contrario, deberá ser observado bajo lupa. En nidos de *Myiopsitta monachus* también se utiliza la agitación del nido; la rama que lo porta es atada con una sogá y sacudida, de modo que el material caiga sobre una tela extendida en el suelo (Mastropaolo et al., datos no publicados). En este caso no se requiere bajar el nido, lo cual puede ser trabajoso e insumir mucho tiempo (Volpe y Aramburú, datos no publicados).

Otros métodos incluyen la introducción de la mano en el nido, cubierta con guantes de cirugía, durante un tiempo estandarizado (Powlesland 1977, Møller 1993, Stamp et al. 2002). Transcurrido el mismo, se mete la mano

en un frasco con alcohol que fija directamente el material y reduce al mínimo la posibilidad de propagación entre nidos (Berggren 2005). En algunos parásitos (e.g., ácaros) el dato de presencia o ausencia es suficiente, dado que el número suele ser muy alto una vez que se han establecido (Powlesland 1977, Møller, 1993). Este procedimiento, que funciona como un cebo humano, es útil para obtener datos rápidos de abundancia o presencia de ácaros y cimícidos en nidos de *Myiopsitta monachus* (Aramburú, datos no publicados).

También se puede utilizar la fumigación con piretroides dentro del nido (Clayton y Tompkins 1994), en forma de pastillas volátiles o directamente la aspersión de soluciones en el interior. Este método se recomienda en experimentos de campo que busquen reducir el número de parásitos del nido y puede ser usado en las cavidades que utilizan los loros. En nidos de *Myiopsitta monachus* fue probado con buenos resultados con piretroides de uso domiciliario (Aramburú, datos no publicados) y también se usó en troncos huecos que recientemente habían tenido nidos activos de *Amazona aestiva* y *Aratinga acuticaudata* (Ceballos et al. 2009).

Un método conveniente para separar los artrópodos del resto del material del nido es el uso de zarandas mecánicas. Consisten en una serie de tamices de diferente tamaño de malla, superpuestos sobre una base oscilante. Tiene una serie de ventajas por sobre otros métodos de separación de material muerto, como una reducción notable en el tiempo de trabajo sobre cada nido y permite, además, hacer comparaciones estandarizando el tiempo en que los nidos se someten a vibración (Aramburú et al. 2012).

Para las cajas-nido existe un dispositivo diseñado para atrapar insectos parásitos voladores. Se utilizan cajas de Petri plásticas untadas con un aceite corporal comercial, ubicadas boca abajo y sostenidos por una malla metálica. El conjunto se fija en la parte superior de la caja-nido evitando que las aves se pegoteen o que alcancen los insectos atrapados. Es efectivo para capturar dípteros (Ceratopogonidae y Simuliidae) que se alimentan de sangre (Tomás et al. 2008). Otro tipo de trampa pegajosa que se usa para capturar insectos hematófagos utiliza como cebo un recipiente con un ratón vivo, que es depositado en el interior de los nidos (Ceballos et al. 2009).

Una fuente poco utilizada para obtener artrópodos son los nidos de colecciones de museos u otras instituciones. Las colecciones ofrecen una cantidad de material aprovechable para relevamientos cualitativos, ya que algunos artrópodos se conservan dentro de la matriz del nido y es posible su identificación. Aunque no sería fácil aplicarlo a nidos de loros, que por sus características no se guardan en colecciones, pueden usarse en su lugar las pieles, que en muchos casos conservan piojos o huevos adheridos al plumaje (Aramburú, datos no publicados).

Utilización del material

Una vez obtenidos los artrópodos se deben separar y contar, determinar estado, estadios y sexo. Para la determinación se recurre a especialistas en cada grupo. Una vez determinados o identificadas nuevas especies, se montan y guardan en colecciones de referencia. Los métodos de montaje varían según el grupo. Por ejemplo, los cimícidos deben ser montados en Bálsamo de Canadá, luego de aclararse en hidróxido de potasio al 10% y fenol, pero los triatominos se montan directamente en cajas entomológicas. Los piojos son aclarados en hidróxido de potasio al 5% y luego se le realizan sucesivos baños de ácido acético al 10%, serie ascendente de etanol, xileno y, finalmente, se preparan con Bálsamo de Canadá (ver Usinger 1966, Palma 1978, Clayton y Walther 1997 para mayores detalles).

Con el material colectado se puede conocer la riqueza parasitaria del ave (número de especies parásitas) y, para cada especie de parásito, se pueden calcular los siguientes parámetros (algunos se pueden obtener solo del material procedente del cuerpo de las aves): prevalencia (número de individuos parasitados/número de individuos muestreados), abundancia promedio (número de parásitos/número de individuos muestreados) e intensidad promedio (número de parásitos/número de individuos parasitados) (Margolis et al. 1982, Bush et al. 1997); disposición espacial (evaluada con el índice varianza/media y el índice de agregación K) (Southwood 1978, Elliot 1983); proporción de sexos; proporción de estadios (huevo, larva, ninfa, pupa, adulto); edad de la primera colonización (edad del ave en que aparece por primera vez el parásito); propágulo (estadio del parásito que coloniza nuevos hospedadores).

INSECTOS PARÁSITOS

Parásitos permanentes: piojos masticadores

El orden Phthiraptera está integrado por insectos ápteros, parásitos permanentes de aves y mamíferos. Comprende cuatro subórdenes, de los cuales solo Amblycera e Ischnocera incluyen piojos de aves ("chewing lice", piojos masticadores; Johnson y Clayton 2003). Los piojos del suborden Ischnocera se alimentan exclusivamente de plumas y restos de dermis, que pueden metabolizar gracias a la presencia de bacterias simbiotes. Están especializados para la locomoción sobre el plumaje y su morfología es variable; están adaptados a la estructura diversa de las plumas de distintas regiones del cuerpo (Cicchino y Castro 1997b, Clayton et al. 2008). Son capaces de trasladarse por forensis a través de moscas (Diptera: Hippoboscidae) (Keirans 1975). Esta puede ser la razón del rango de huéspedes taxonómicamente diversos que algunas especies presentan (Clayton et al. 2008). En cambio, los piojos del suborden Amblycera son más ágiles, con una morfología marcadamente cursora (Cicchino y Castro 1997a) pueden estar tanto sobre el plumaje como sobre la piel y se alimentan de plumas y sangre (Clayton et al. 1992). Los piojos masticadores abandonan el huésped solamente para propagarse desde los progenitores a los pichones o a otros adultos. Tienen un ciclo de vida que requiere 3–4 semanas, pasando desde el huevo (4–10 días) a tres estadios ninfales (3–12 días cada uno) y al adulto (un mes) (Clayton et al. 2008). Pegan sus huevos a las plumas, generalmente en una región del cuerpo que el ave no alcance con el pico (Clayton et al. 1992). Los miembros de ambos subórdenes tienen capacidad para reducir la aptitud general del huésped, ya sea por dermatitis, insomnio, reducción en la calidad del plumaje, problemas de termorregulación y por ser huéspedes intermediarios de endoparásitos (Clayton 1990, Clayton et al. 2008). El incremento de piojos puede ser causa o consecuencia de un mal estado general del huésped. Los efectos directos aumentan con la densidad de piojos, pero los efectos indirectos como vectores de patógenos pueden ser densoindependientes (Clayton et al. 2008).

En la tabla 1 se muestra la lista de especies de piojos masticadores que fueron citados

para loros de Argentina. Los géneros de Amblycera citados hasta el momento sobre psittácidos son cuatro: *Epiara* (1 especie), *Heterokodeia* (5), *Heteromenopon* (9) y *Psittacobrossus* (15). Los loros *Propyrrhura auricollis*, *Amazona aestiva*, *Amazona tucumana* y *Pionus maximiliani* fueron citados como huéspedes de dos especies de filarias (*Pelecitus circularis* y *Pelecitus tercostatus*) y se cree que el huésped intermediario puede ser una especie del género *Heteromenopon* (Cicchino y Castro 1997a). El género de Ischnocera típico de loros neotropicales es *Paragoniocotes* (Guimarães 1975, Cicchino y Castro 1997b) y en Argentina están citadas hasta el momento 16 especies.

Las primeras clasificaciones taxonómicas de piojos suponían que los individuos colectados de distintas especies también correspondían a especies diferentes. Parece que algunos son menos especie-específicos que lo que se pensaba y en Argentina se observa una misma especie de piojo en varias especies de loros (Tabla 1). Si bien el 70% de las especies de piojos descriptas en el mundo pertenece al suborden Ischnocera, en Argentina la mayoría de las especies registradas pertenecen al suborden Amblycera. Aún no se conocen piojos masticadores de *Anodorhynchus glaucus*, *Psilopsiagon aymara*, *Triclararia malachitacea* y *Amazona vinacea*.

Se cuenta con información de algunos parámetros parasitológicos de piojos para una minoría de los loros de Argentina: *Cyanoliseus patagonus*, *Myiopsitta monachus*, *Amazona aestiva* y *Aratinga acuticaudata* (Tabla 2). Se trata de trabajos relativamente recientes, por lo cual se esperan futuras contribuciones en otras especies.

Insectos de hábitos hematófagos

Entre los insectos de hábitos hematófagos más frecuentes en los nidos se encuentran las chinches (Hemiptera: Cimicidae) y las vinchucas (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). Estos hemípteros permanecen en los nidos cuando no se alimentan, lo cual hacen generalmente en ciclos diarios opuestos a los del huésped (Loye y Carroll 1995).

En contraste con los Triatominae, los Cimicidae son más evolucionados como chupadores de sangre, alcanzando altas especializaciones morfológicas (Schofield 2000) y la pérdida de la capacidad de vuelo, que hace que su disper-

Tabla 1. Lista de piojos (Phthiraptera) conocidos como ectoparásitos de loros que se distribuyen en Argentina. Fuentes: Cicchino y Castro (1997a, 1997b), Mey et al. (2002), Aramburú et al. (2003, 2009, en prensa), Price et al. (2003), Masello y Quillfeldt (2004), Berkunsky et al. (2005), Cicchino y González-Acuña (2009).

	Amblycera	Ischnocera
<i>Ara chloroptera</i>	<i>Heteromenopon</i> (H.) <i>militaris</i> <i>Psittacobrossus burmeisteri</i> <i>Psittacobrossus chloropterae</i> <i>Heterokodeia spinosa</i> <i>Epiara dimorpha</i>	<i>Paragoniocotes abnormis</i>
<i>Ara militaris</i>	<i>Heteromenopon</i> (H.) <i>militaris</i> <i>Psittacobrossus carrikeri</i> <i>Psittacobrossus ambiguus</i> <i>Epiara dimorpha</i>	<i>Paragoniocotes militaris</i>
<i>Propyrrhura maracana</i>	<i>Heterokodeia subsimilis</i> <i>Heterokodeia maracana</i> <i>Psittacobrossus genitalis</i>	
<i>Propyrrhura auricollis</i>	<i>Psittacobrossus genitalis</i>	
<i>Aratinga mitrata</i>	<i>Psittacobrossus mitratae</i>	
<i>Aratinga acuticaudata</i>	<i>Heteromenopon</i> (H.) <i>militaris</i> <i>Heteromenopon</i> (H.) <i>laticapitis</i> <i>Psittacobrossus</i> cfr. <i>anduzei</i>	<i>Paragoniocotes anomalus</i>
<i>Aratinga leucophthalmus</i>	<i>Heterokodeia subsimilis</i>	
<i>Aratinga aurea</i>	<i>Psittacobrossus aratingae</i> <i>Heterokodeia aratingae</i> <i>Heteromenopon laticapitis</i> <i>Psittacobrossus anduzei</i>	<i>Paragoniocotes aratingae</i>
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	<i>Heteromenopon</i> (H.) <i>subpilosum</i> <i>Psittacobrossus patagoni</i> <i>Heteromenopon macrurum</i> <i>Psittacobrossus meridionalis</i>	<i>Paragoniocotes meridionalis</i>
<i>Nandayus nenday</i>	<i>Psittacobrossus nandayi</i>	
<i>Enicognathus ferrugineus</i>	<i>Psittacobrossus patagoni</i> <i>Heteromenopon</i> (H.) <i>macrurum</i>	<i>Paragoniocotes enicognathidis</i>
<i>Enicognathus leptorhynchus</i>	<i>Heteromenopon</i> (H.) <i>macrurum</i>	<i>Paragoniocotes enicognathidis</i>
<i>Myiopsitta monachus</i>	<i>Heteromenopon</i> (H.) <i>macrurum</i>	<i>Paragoniocotes fulvofasciatus</i>
<i>Pyrrhura molinae</i>	<i>Heteromenopon</i> (H.) <i>jugularis</i> <i>Psittacobrossus molinae</i>	<i>Paragoniocotes molinae</i>
<i>Pyrrhura frontalis</i>	<i>Heteromenopon</i> (H.) <i>clayae</i> <i>Heteromenopon viridicatae</i> <i>Psittacobrossus molinae</i> <i>Heterokodeia chiriri</i>	<i>Paragoniocotes pyrrhurae</i>
<i>Psilopsiagon aurifrons</i>	<i>Heteromenopon</i> (H.) <i>aurifrons</i>	
<i>Forpus crassirostris</i>	<i>Heteromenopon</i> (H.) <i>passerini</i> <i>Psittacobrossus forpi</i>	<i>Paragoniocotes nievai nievai</i>
<i>Brotogeris versicolurus</i>	<i>Psittacobrossus versicoluri</i> <i>Heterokodeia chiriri</i>	<i>Paragoniocotes nirmoides</i>
<i>Pionopsitta pileata</i>	<i>Psittacobrossus amazonica</i>	<i>Paragoniocotes limai</i>
<i>Pionus maximiliani</i>	<i>Psittacobrossus amazonica</i>	<i>Paragoniocotes costalimai</i>
<i>Amazona aestiva</i>	<i>Psittacobrossus amazonica</i>	<i>Paragoniocotes heterogenitalis heterogenitalis</i> <i>Paragoniocotes semicingulatus bolivianus</i> <i>Paragoniocotes semicingulatus</i> <i>Paragoniocotes tenuigaster</i> <i>Paragoniocotes semicingulatus tucumana</i>
<i>Amazona pretrei</i>		
<i>Amazona tucumana</i>		

Tabla 2. Parámetros parasitológicos para piojos de loros que se distribuyen en Argentina. Se muestran valores de prevalencia (%), abundancia, intensidad, dispersión (ID; índice de varianza/media), agregación (K), disposición espacial, edad de la primera infestación (expresada como el porcentaje del período de permanencia del pichón en el nido), relación ninfa/adulto y relación hembra/macho. Para los valores de prevalencia, abundancia e intensidad se indica entre paréntesis el número de muestras, que correspondieron a nidos (n_N) o pichones (n_P). Los valores de abundancia e intensidad están expresados como promedio \pm DE.

	Prevalencia	Abundancia	Intensidad	ID ^f	K	Disposición	Edad ^g	Ninfa/ adulto	Hembra/ macho
<i>Aratinga acuticaudata</i> ^a									
<i>Paragoniociotes anomalus</i>	20 ($n_N = 10$)	1.1 \pm 2.5 ($n_N = 10$)	5.3 \pm 3.2 ($n_N = 2$)	-	-	-	67 (AN)	0.70	1.64
<i>Heteromenopon laticapitis</i>	70 ($n_N = 10$)	7.0 \pm 10.9 ($n_N = 10$)	9.9 \pm 12.0 ($n_N = 7$)	-	-	-	58 (AN)	0.81	1.47
<i>Cyanoliseus patagonus</i> ^b									
<i>Paragoniociotes meridionalis</i>	71 ($n_P = 7$), 67 ($n_N = 3$) ^e	1.78 \pm 1.68 ($n_N = 3$) ^e	2.67 \pm 0.94 ($n_N = 2$) 3.2 \pm 1.1 ($n_P = 5$) ^e	1.40 ^e NS	1.40 ^e	Azar ^e	35 ^e (AN)	0.06 ^e	2 ^e
<i>Heteromenopon macrurum</i>	100 ($n_P = 7$), 100 ($n_N = 3$) ^e	6.7 \pm 3.5 ($n_N = 3$) ^e	6.7 \pm 3.5 ($n_N = 2$) ^e	1.85 ^e NS	23.65 ^e	Azar ^e	34 ^e (AN)	0.67 ^e	0.65 ^e
<i>Myiopsitta monachus</i> ^c									
<i>Paragoniociotes fulvofasciatus</i>	10 ($n_P = 52$)	0.73 \pm 3.11 ($n_P = 52$)	7.6 \pm 7.6 ($n_P = 5$) ^e	13.26 *	0.03 ^e	Agregada	63 (A)	2	2
<i>Amazona aestiva</i> ^d									
<i>Paragoniociotes heterogenitalis</i>	65 ($n_N = 23$)	14.95 \pm 16.11 ($n_N = 23$)	17.8 \pm 14.4 ($n_N = 15$)	17.36 *	0.25	Agregada	55 (AN)	0.34	1.68
<i>Paragoniociotes semicingulatus</i>	9 ($n_N = 23$)	0.13 \pm 0.46 ($n_N = 23$)	1.5 \pm 0.7 ($n_N = 2$)	1.61 *	0.13	Agregada	72 (A)	0.50	-

^a Aramburú et al., datos no publicados.

^b Mey et al. (2002).

^c Aramburú et al. (2003).

^d Berkunsky et al. (2005).

^e Parámetros calculados o recalculados de los datos publicados.

^f *: $P < 0.05$, NS: $P > 0.05$.

^g A: solo se encontraron adultos en la primera infestación, AN: se encontraron adultos y ninfas.

sión sea muy reducida (Usinger 1966). Se trasladan enganchadas a las plumas del ave a través de las uñas tarsales y posiblemente las cerdas y dientes de las tibias sean utilizadas con el mismo fin (Carpintero y Aramburú 2007). La familia Cimicidae comprende chinches parásitas principalmente de murciélagos y aves. Nueve géneros están asociados exclusivamente a aves y sus huéspedes principales son golondrinas (Hirundinidae) y vencejos (Apodidae) (Usinger 1966). En psittácidos, *Psitticimex uritui* ha sido citada en nidos de *Myiopsitta monachus* (Wygodziński 1951, Usinger 1966, Aramburú 1991, Aramburú et al. 2009) y de *Cyanoliseus patagonus* (Usinger 1966, Masello y Quilfeldt 2004) y *Ornithocoris toledo* en nidos de *Aratinga acuticaudata* (Carpintero et al. 2011). Información reciente está ampliando el rango de huéspedes para los cimicidos del Neotrópico (Carpintero y Aramburú 2007, Aramburú y Campos Soldini 2008, Carpintero et al. 2011), lo que pone de manifiesto una falta de prospección en el pasado. Debido al carácter hematófago de los cimicidos, que solo suben al huésped para alimentarse y pueden pasar tiempos muy prolongados sin hacerlo (Usinger 1966), parecen ser más selectivos con las condiciones que ofrece el nido que con el huésped en sí (Aramburú y Campos Soldini 2008).

Entre los redúvidos, es posible encontrar en nidos de *Myiopsitta monachus* a las vinchucas *Triatoma delpontei* (Abalos y Wygodzinski 1951, Salvatella et al. 1993), *Triatoma infestans* (Viana y Carpintero 1977, Ronderos et al. 1980) y *Triatoma platensis* (Ronderos et al. 1980), en huecos de *Aratinga acuticaudata* a *Triatoma sordida* (Aramburú et al. en prensa), y en los nidos de *Amazona aestiva* a *Triatoma infestans* (Berkunsky et al. 2005), a 10 km de la vivienda más cercana, en Chaco (Ceballos et al. 2009). Este registro es llamativo, dadas las características peridomésticas de *Triatoma infestans* (*Triatoma delpontei* y *Triatoma platensis* son especies arbóreas y de marcada ornitofilia; Salvatella 1986, 1987, Dujardin et al. 1999). *Triatoma infestans* es una vinchuca altamente domiciliaria y el mayor vector de la enfermedad de Chagas, con un foco silvestre hasta el momento solo en Bolivia (valles andinos y Chaco boliviano). Este constituye el primer hallazgo de una colonia silvestre de *Triatoma infestans* y del morfo oscuro en Argentina (Ceballos et al. 2009).

Las pulgas (Siphonaptera) parásitas de aves están representadas en Argentina por tres familias: Tungidae, Rhopalopsyllidae y Ceratophyllidae. Dentro de los Tungidae, *Hectopsylla psittaci* ha sido registrada como parásita de *Cyanoliseus patagonus* (Autino y Lareschi 1997) y también fue hallada en el interior de buches de pichones de *Myiopsitta monachus*, lo cual indica su presencia en el nido (Aramburú et al. 2000). Otra especie del género es *Hectopsylla narium*, que afecta pichones de *Cyanoliseus patagonus*. Esta pulga, de características únicas, vive en el interior de la cavidad nasal y debajo de la lengua. Las hembras son sésiles y en estos sitios del cuerpo están a resguardo de las actividades de limpieza de los loros (Blank et al. 2007). No hay otras citas de pulgas sobre psittácidos de Argentina.

Dentro del orden Diptera, y aunque no es estrictamente hematófago, el género *Philornis* está asociado a un amplio rango de especies de aves neotropicales (Couri et al. 2009). Los hábitos de las larvas pueden ser coprófagos o semihematófagos, pero la mayoría (82%) son parásitas subcutáneas, alimentándose de tejidos, fuidos y sangre del huésped (Dudaniec y Kleindorfer 2006). Los adultos de la mosca tienen vida libre y se alimentan de materia en descomposición, frutos o flores (Couri et al. 2009). En Argentina, el género *Philornis* está representado por tres especies: *Philornis torquans*, *Philornis blanchardi* y *Philornis seguyi* (Couri et al. 2009). Los huéspedes citados hasta el momento son mayormente Passeriformes de varias familias y Columbiformes (Dudaniec y Kleindorfer 2006). Las larvas producen una miasis aviar que afecta negativamente a los pichones del huésped en su desarrollo, crecimiento, supervivencia y niveles de hemoglobina en sangre (Quiroga, datos no publicados) y sus efectos podrían incrementarse como consecuencia del cambio climático (Manzoli et al. 2011). Su presencia sobre pichones de *Aratinga acuticaudata* constituye el primer registro de *Philornis* sp. sobre psittácidos, y las larvas parecen tener importancia en la supervivencia de sus pichones (Aramburú et al. en prensa; I Berkunsky, com. pers).

COMPORTAMIENTO Y PARASITISMO

Algunas actividades que realizan las aves favorecen la transmisión, mientras que otras tienen por función evitar o disminuir la incidencia de los parásitos.

El comportamiento de uso y robo de nidos de unas especies de aves por otras trae como consecuencia que tengan algunos ectopárasitos en común. Cuando las especies ocupan los nidos de otras se puede producir una infestación mutua, como se ha evidenciado para la chinche *Caminicimex furnarii* (Carpintero y Aramburú 2007), para la pulga *Dasypsillus lasius* (Aramburú et al. 2012) y para la chinche *Psitticimex uritui* entre *Myiopsitta monachus* y *Pseudoseisura lophotes* (Aramburú y Campos Soldini 2008), ya que las primeras suelen adoptar nidos de este furnárido (Nores y Nores 1994, Eberhard 1996).

Los piojos se transmiten de padres a hijos (transmisión vertical) a través de los cuidados parentales y entre adultos (transmisión horizontal) a través de otros comportamientos sociales, que son frecuentes en psittácidos. Durante la alimentación en bandadas, los momentos de descanso nocturno y por las conductas que mantienen unidas a las parejas, las distancias interindividuales se acortan drásticamente (Collar 1997). El momento del desarrollo del pichón en que un parásito lo coloniza varía con los hábitos del organismo; los primeros en aparecer son los hematófagos y más tarde, al desarrollar el plumaje, aparecen los piojos pennífagos (Aramburú et al. 2003, Berkunsky et al. 2005).

Las aves tienen conductas de evitación de los ectoparásitos que consituyen la primera barrera antiparasitaria, siendo la segunda la resistencia inmunológica o fisiológica (Hart 1997). Uno de esos comportamientos es la remoción de insectos del plumaje con las patas ("scratching") o con el pico ("preening"), conformando ambas actividades el llamado, en sentido amplio, despulgue ("grooming"). Existen pruebas abrumadoras de que esta conducta particular es importante en la defensa y varios autores demostraron su efectividad en remover parásitos a través de experimentos (Hart 1997, Clayton et al. 2010). En *Myiopsitta monachus* se encontraron pulgas y chinches dentro de los buches de pichones, lo que indicaría que ejercen un despulgue activo consigo mismos, entre hermanos de nidada o entre progenitores y pichones, y que, al menos en determinadas circunstancias, los artrópodos pueden además ser ingeridos (Aramburú et al. 2000). Como el despulgue es un comportamiento común en los psittácidos por su carácter altamente social, es posible que puedan

encontrarse otros casos de ingesta como el hallado para *Myiopsitta monachus*. Para otros comportamientos como los baños de polvo, de agua y la exposición solar no se ha demostrado de manera tan contundente un efecto antiparasitario (Clayton et al. 2010). La glándula uropigia está reducida en psittácidos y falta por completo en los géneros *Amazona*, *Pionus* y *Brotogeris*, lo que implicaría que no toman baños de agua (debido a las funciones hidrofóbicas de la secreción). En su lugar, presentan un desarrollo considerable de parches de polvoplumas (Collar 1997), que funcionarían como un baño de polvo.

La zoofarmacognosis describe los procesos por los cuales los animales silvestres utilizan plantas específicas (también pueden ser otros animales o tierra) con fines medicinales, tanto para el tratamiento como para la prevención de enfermedades (Raman y Kandula 2008). El acarreo y depósito de material vegetal fresco en los nidos es un hábito presente en varias especies de aves (Collias y Collias 1984) y su valor adaptativo sigue siendo objeto de conjeturas diversas. Una de las hipótesis sostiene que ese material funciona como biocida o repelente de parásitos y patógenos a través de la emisión de compuestos secundarios (Johnston y Hardy 1962, Sengupta 1981, Wimberger 1984, Clark 1990, Clayton y Wolfe 1993, Hart 1997, Mennerat et al. 2009), que pueden actuar como repelentes olfatorios, toxinas, análogos de hormonas juveniles o bloqueadores alimentarios (Clark y Mason 1985, 1988). No se excluyen otras funciones como mantenimiento de la humedad en el nido, sanidad o advertencia sobre un territorio ocupado (Bucher 1988), o la estimulación del sistema inmune, mejorando el estado general de las aves (Gwinner et al. 2000). Durante la época reproductiva, las parejas de *Myiopsitta monachus* llevan a las cámaras de cría material vegetal fresco, aunque no se registró una selectividad en las plantas colectadas: la especie predominante en las camas fue la misma del árbol donde se hallaba el nido (Aramburú et al. 2002). Otros loros de Argentina que acarrean material verde son *Forpus crassirostris*, que utiliza pasto (Forshaw 1989), y *Amazona aestiva*, que agrega, en ocasiones, bosta fresca de caballo (I Berkunsky, obs. pers.). *Enicognathus ferrugineus* lleva hojas secas (Forshaw 1989). Es más frecuente que depositen trozos de madera, como lo hacen *Ara militaris*, *Aratinga*

ga mitrata, *Nandayus nenday* (Forshaw 1989), *Aratinga acuticaudata* y *Amazona aestiva* (I Berkunsky, com. pers.). En resumen, el acarreo de material vegetal no está del todo bien documentado entre los loros del Neotrópico (Forshaw 1989), aunque fuera de la región está registrado para varias especies de Psittaciformes (Dilger 1960, Forshaw 1989, Collar 1997, Eberhard 1998).

Las aves enfrentan un dilema frente a la construcción de nuevos o la reutilización de viejos nidos. Es sabido que la ocupación de un nido a largo plazo aumenta la carga de ectoparásitos. La reutilización trae consigo una reducción considerable del gasto de tiempo y energía. Como no todos los nidos viejos están igualmente infestados, las aves tienen una ventaja al usar nidos ya construidos siempre que eviten los que tienen gran cantidad de parásitos (Hart 1997). Nidos muy infestados pueden ser abandonados *a posteriori* (Duffy 1983), pero con alto costo por la pérdida de nidadas o de pichones. En loros neotropicales, se encontró además que las cavidades nuevas tienen una menor tasa de predación que las viejas (Brightsmith 2005). *Amazona aestiva* tiene una tasa de reocupación alta, que refleja la preferencia por cavidades con características relacionadas a un éxito reproductivo alto en el año anterior y no una baja disponibilidad de huecos (Berkunsky y Reboreda 2009). *Cyanoliseus patagonus* tiene fidelidad al sitio de nidificación, ya que suele usar los mismos nidos que en la estación previa, aún con un alto porcentaje de huecos no utilizados (Masello y Quillfeldt 2002, Masello et al. 2006). Ambos casos no apoyan la idea de que en loros neotropicales la reutilización del sitio está relacionada con una baja disponibilidad (White et al. 2005, Sanz y Rodríguez-Ferraro 2006). *Amazona vinacea* parece ser una especie muy conservadora con las cavidades que elige, usando los mismos árboles hasta un máximo registrado de 10 años, incluso después de experimentar varios fracasos (Segovia y Cockle 2012). En el caso de *Amazona tucumana*, algunas cavidades son reutilizadas hasta cuatro temporadas reproductivas seguidas (Rivera et al. 2012). *Enicognathus ferrugineus* reutiliza los nidos y posiblemente ocupe huecos para pasar las noches en invierno (Díaz y Ojeda 2008); el 26% de los nidos fueron reutilizados 1–2 veces, aunque se tiene registro de un nido ocupado por 12 años consecuti-

vos (Díaz 2012). En contraste, el 50% de las parejas de *Myiopsitta monachus* cambia de nido cada año; el 34% lo hace solo, sin su pareja anterior, y el resto con su pareja. El nido es ocupado, además, para pernoctar durante todo el año (Martin y Bucher 1993). Esta baja fidelidad podría estar relacionada con altos grados de parasitismo de la chinche *Psitticimex uritui* (Collar 1997). No se ha estudiado aún la relación entre la utilización y reutilización de nidos con referencia a su disponibilidad y a su carga parasitaria previa.

La limpieza del nido, incluyendo el hábito de remover desechos y eliminar los sacos fecales de los pichones, contribuye a mantener bajos los niveles de algunos ectoparásitos (Moyer y Clayton 2004). En particular, *Myiopsitta monachus* no presenta el comportamiento de limpieza periódica del nido: materia fecal, huevos no eclosionados y aves muertas son dejadas en el interior, donde van siendo cubiertos por material vegetal (Aramburú 1991). Lo mismo sucede con *Amazona aestiva* y *Aratinga acuticaudata*, que acumulan desechos en los huecos donde anidan (I Berkunsky, com. pers.). Contrariamente, machos y hembras de *Cyanoliseus patagonus* llevan a cabo frecuentes tareas de limpieza del nido, incluyendo remoción de restos de huevos, pichones muertos y materia fecal (Masello y Quillfeldt 2012).

Otra defensa antiparasitaria es la elección de la pareja. Esta hipótesis fue desarrollada por Hamilton y Zuk (1982), quienes argumentaron que las hembras eligen machos con plumaje fuertemente coloreado y despliegue de cortejo vigoroso, que manifiesta un estado sanitario libre de parásitos. De este modo, los genes de resistencia pueden ser transmitidos a la progenie (Moyer y Clayton 2004). En *Cyanoliseus patagonus* el color del plumaje predice la condición corporal de machos y hembras: una coloración roja en la región abdominal actúa como una señal de calidad individual (Masello et al. 2004) que podría indicar, además, una baja carga parasitaria.

PERSPECTIVAS FUTURAS

A pesar de su popularidad, la biología de los psittácidos es poco conocida, ya que es difícil encontrarlos, marcarlos, seguirlos y monitorear los nidos en sus hábitats naturales (Collar 1997). En Argentina es enorme el esfuerzo

para hallar individuos y se desconocen aspectos básicos, inclusive de especies relativamente fáciles de observar y de distribución más amplia, como *Aratinga acuticaudata*. Existen citas de piojos en la mayoría de los psittácidos, aunque están faltando datos cuantitativos. En el pasado, la prospección de otros insectos parásitos fue pobre, aunque se evidencia un leve aumento de información en este campo y un reconocimiento de su valor intrínseco y utilitario. El conocimiento de la fauna parasitaria es una herramienta de importancia: los parásitos son buenos indicadores del estado de conservación, tanto de una zona como de una población de hospedadores (Gardner y Campbell 1992) y permiten iluminar la historia evolutiva y demográfica de los huéspedes, cuando esta información falta o es difícil de evaluar directamente (Whiteman y Parker 2005). Además, la influencia de los parásitos en la dinámica poblacional del huésped es de gran peso y comenzó a ser reconocida como factor decisivo recién en los últimos tiempos. Los efectos de los hematófagos son mayores en aves coloniales (Loye y Carrol 1995) y los loros son altamente gregarios —al menos en algún momento del año— y una de las razones de la declinación de sus poblaciones es que su hábitat está cada vez más fragmentado (Beissinger y Snyder 1992, Collar 1997). En síntesis, el parasitismo tiene implicaciones de largo alcance no solo para la ecología y la evolución de las especies, sino también para su conservación y la del ambiente que habitan. Con seis especies en Argentina amenazadas de extinción, se necesitan más estudios sobre las interacciones entre la fragmentación y el parasitismo que puedan ser aplicadas al campo de la conservación de loros.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi agradecimiento a Enrique Bucher y Armando Cicchino, con quienes hice los primeros pasos en la interfase aves-artrópodos. Sebastián Calvo, Anahí Formoso, Igor Berkunsky, Diego Carpintero, Marcela Lareschi, Marcela Liljestrom y Nicolás Kuzmanich me acompañaron en el camino.

BIBLIOGRAFÍA CITADA

ABALOS JW Y WYGODZINSKY P (1951) *Las Triatominae argentinas (Reduviidae, Hemiptera)*. Universidad Nacional de Tucumán, San Miguel de Tucumán

- ARAMBURÚ RM (1991) *Contribución al estudio biológico de la Cotorra Myiopsitta monachus en la provincia de Buenos Aires (Aves: Psittacidae)*. Tesis doctoral, Universidad Nacional de La Plata, La Plata
- ARAMBURÚ R, BERKUNSKY I, FORMOSO A Y CICHINO A (en prensa) Ectoparasitic load of blue-crowned parakeet (*Aratinga a. acuticaudata*, Psittacidae) nestlings. *Ornitología Neotropical*
- ARAMBURÚ RM Y CALVO S (2009) Abundancia de *Caminicimex furnarii* (Cordero y Vogelsang) (Heteroptera: Cimicidae) en nidos de golondrina doméstica *Progne chalybea* (Gmelin) (Passeriformes: Hirundinidae). *Facena* 25:3–6
- ARAMBURÚ RM, CALVO S, ALZUGARAY ME Y CICHINO A (2003) Ectoparasitic load of Monk Parakeet (*Myiopsitta monachus*, Psittacidae) nestlings. *Ornitología Neotropical* 14:415–418
- ARAMBURÚ RM, CALVO S, CARPINTERO D Y CICHINO A (2009) Artrópodos presentes en nidos de cotorra *Myiopsitta monachus monachus* (Aves: Psittacidae). *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales* 11:1–5
- ARAMBURÚ RM Y CAMPOS SOLDINI MP (2008) Presencia de *Psitticimex uritui* (Hemiptera: Cimicidae) en nidos de “caserote” *Pseudoseisura lophotes* (Passeriformes: Furnariidae) en Entre Ríos. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 67:131–133
- ARAMBURÚ RM, CICHINO A Y BUCHER E (2002) Material vegetal fresco en cámaras de cría de la cotorra argentina *Myiopsitta monachus* (Psittacidae). *Ornitología Neotropical* 13:433–436
- ARAMBURÚ RM, CICHINO A Y CORBALÁN V (2000) Ectoparásitos hematófagos en buches de pichones de *Myiopsitta monachus monachus* (Aves: Psittacidae). *Neotrópica* 46:74
- ARAMBURÚ R, KUZMANICH N Y LILJESTHRÖM M (2012) Abundancia de la pulga *Dasypsyllus* (*Avesopsylla*) *lasius lasius* (Rothschild) (Siphonaptera: Ceratophyllidae) en nidos de Golondrina Chilena *Tachycineta meyeni* (Cabanis) (Passeriformes: Hirundinidae) y uso de zarandas como método de obtención de insectos parásitos. *Revista del Museo de La Plata, Sección Zoología* 19:1–6
- AUTINO A Y LARESCHI M (1997) Siphonaptera. Pp. 279–290 en: MORRONE J Y COSCARÓN S (eds) *Biodiversidad de artrópodos argentinos. Una perspectiva biotaxonomica*. Ediciones Sur, La Plata
- BEAR A (1994) An improved method for collecting bird ectoparasites. *Journal of Field Ornithology* 66:212–214
- BEISSINGER SR Y SNYDER NF (1992) *New World parrots in crisis. Solutions from conservation biology*. Smithsonian Institution Press, Washington DC
- BERGGREN A (2005) Effect of the blood-sucking mite *Ornithonyssus bursa* on chick growth and fledging age in the North Island robin. *New Zealand Journal of Ecology* 29:243–250
- BERKUNSKY I Y CHARPIN B (2006) Amazon country — Argentina’s “Impenetrable” forest. *Psittascene* 18:3–5

- BERKUNSKY I, FORMOSO A Y ARAMBURÚ RM (2005) Ectoparasitic load of Blue-Fronted Parrot (*Amazona aestiva*, Psittacidae) nestlings. *Ornitología Neotropical* 16:573–578
- BERKUNSKY I Y REBORDA JC (2009) Nest-site fidelity and cavity reoccupation by Blue-fronted Parrots *Amazona aestiva* in the dry Chaco of Argentina. *Ibis* 151:145–150
- BLANK S, KUTZSCHER C, MASELLO J, PILGRIM R Y QUILLFELDT P (2007) Stick-tight fleas in the nostrils and below the tongue: evolution of an extraordinary infestation site in *Hectopsylla* (Siphonaptera: Pulicidae). *Zoological Journal of the Linnean Society* 149:117–137
- BRIGHTSMITH D (2005) Competition, predation and nest niche shifts among tropical cavity nesters: ecological evidence. *Journal of Avian Biology* 36:74–83
- BROWN CR Y BROWN MB (1992) Ectoparasitism as a cause of natal dispersal in Cliff Swallows (*Hirundo pyrrhonota*). *Ecology* 73:1718–1723
- BROWN CR, BROWN MB Y RANNALA B (1995) Ectoparasites reduce long-term survival of their avian host. *Proceedings of the Royal Society of London Series B* 262:313–319
- BUCHER EH (1988) Do birds use biological control against nest parasites? *Parasitology Today* 4:1–3
- BUSH AO, LAFFERTY KD, FONT JM Y SHOSTAK AW (1997) Parasitology meets ecology on its own term: Magolis et al. revisited. *Journal of Parasitology* 83:575–583
- CARPINTERO D Y ARAMBURÚ RM (2007) Presencia de *Caminicimex furnarii* (Hemiptera: Cimicidae) en nidos de golondrina (Passeriformes: Hirundinidae) en Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 66:153–156
- CARPINTERO D, BERKUNSKY I Y ARAMBURÚ RM (2011) Primer registro del Calancate Común *Aratinga a. acuticaudata* (Aves: Psittacidae) como huésped nativo primario de *Ornithocoris toledo* Pinto (Hemiptera: Heteroptera: Cimicidae). *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales* 13:205–212
- CEBALLOS L, PICCINALI RV, BERKUNSKY I, KITRON U Y GÜRTLER RE (2009) First finding of melanistic sylvatic *Triatoma infestans* (Hemiptera: Reduviidae) colonies in the Argentine Chaco. *Journal of Medical Entomology* 46:1195–1202
- CICCHINO A Y CASTRO D (1997a) Amblycera. Pp. 84–103 en: MORRONE J Y COSCARÓN S (eds) *Biodiversidad de artrópodos argentinos. Una perspectiva biotaxonomica*. Ediciones Sur, La Plata
- CICCHINO A Y CASTRO D (1997b) Ischnocera. Pp. 105–124 en: MORRONE J Y COSCARÓN S (eds) *Biodiversidad de artrópodos argentinos. Una perspectiva biotaxonomica*. Ediciones Sur, La Plata
- CICCHINO A Y GONZÁLEZ-ACUÑA D (2009) Chewing lice (Insecta: Phthiraptera) from parrots and parakeets of the genera *Cyanoliseus* and *Enicognathus* in Chile and Argentina, with descriptions of a new species. *Zootaxa* 2117:37–42
- CLARK L (1990) Starling as herbalists: countering parasites and pathogens. *Parasitology Today* 6:358–360
- CLARK L Y MASON JR (1985) Use of nest material as insecticidal and antipathogenic agents by the European Starling. *Oecologia* 67:169–176
- CLARK L Y MASON JR (1988) Effect of biologically active plants used as nest material and the derived benefit to starling nestlings. *Oecologia* 77:174–180
- CLAYTON D (1990) Mate choice in experimentally parasitized rock doves; lousy males lose. *American Zoologist* 30:251–268
- CLAYTON D (1991) Coevolution of avian grooming and ectoparasite avoidance. Pp. 258–289 en: LOYE J Y ZUK M (eds) *Bird-parasite interactions. Ecology, evolution, and behaviour*. Oxford University Press, Oxford
- CLAYTON D, ADAMS R Y BUSH S (2008) Phthiraptera, the chewing lice. Pp. 515–525 en: ATKINSON C, THOMAS N Y HUNTER BD (eds) *Parasitic diseases of wild birds*. Wiley-Blackwell, Ames
- CLAYTON D Y DROWN D (2001) Critical evaluation of five methods for quantifying chewing lice (Insecta: Phthiraptera). *Journal of Parasitology* 87:1291–1300
- CLAYTON D, GREGORY R Y PRICE R (1992) Comparative ecology of Neotropical bird lice (Insecta: Phthiraptera). *Journal of Animal Ecology* 61:781–795
- CLAYTON D, KOOP J, HARBISON C, MOYER B Y BUSH S (2010) How birds combat ectoparasites. *Open Ornithology Journal* 3:41–71
- CLAYTON D Y TOMPKINS D (1994) Ectoparasite virulence is linked to mode of transmission. *Proceedings of the Royal Society of London Series B* 256:211–217
- CLAYTON D Y WALTHER B (1997) Collection and quantification of arthropod parasites of birds. Pp. 410–440 en: CLAYTON D Y MOORE J (eds) *Host-parasite evolution. General principles and avian models*. Oxford University Press, Oxford
- CLAYTON D Y WOLFE N (1993) The adaptive significance of self-medication. *Trends in Ecology and Evolution* 8:60–63
- COLLAR NJ (1997) Family Psittacidae (parrots). Pp. 280–477 en: DEL HOYO J, ELLIOTT A Y SARGATAL J (eds) *Handbook of the birds of the world. Volume 4. Sandgrouse to cuckoos*. Lynx Edicions, Barcelona
- COLLIAS N Y COLLIAS E (1984) *Nest building behavior in birds*. Princeton University Press, Princeton
- COURI M, ANTONIAZZI L, BELDOMENICO P Y QUIROGA M (2009) Argentine *Philornis* Minert species (Diptera: Muscidae) with synonymic notes. *Zootaxa* 2261:52–62
- DÍAZ S (2012) Biología y conservación de la Cachaña (*Enicognathus ferrugineus*) en Argentina. *Hornero* 27:17–25
- DÍAZ S Y OJEDA V (2008) Cachañas. The Austral Conure of Patagonia. *Psittascene* 53:11–13
- DILGER W (1960) The comparative ethology of the African parrot genus *Agapornis*. *Zeitschrift für Tierpsychologie* 17:649–685

- DUDANIEC R Y KLEINDORFER S (2006) The effects of the parasitic flies of the genus *Philornis* (Diptera: Muscidae) on birds. *Emu* 106:13–20
- DUFFY D (1983) The ecology of tick parasitism on densely nesting Peruvian seabirds. *Ecology* 64:110–119
- DUJARDIN J, PANZERA P Y SCHOFIELD C (1999) Triatominae as a model of morphological plasticity under ecological pressure. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 94:223–228
- EBERHARD J (1996) Nest adoption by Monk Parakeets. *Wilson Bulletin* 108:374–377
- EBERHARD J (1998) Evolution of nest-building behavior in *Agapornis* parrots. *Auk* 115:455–465
- ELLIOT J (1983) *Some methods for the statistical analysis of the samples for benthic invertebrates*. Freshwater Biological Association, Ferry House
- FEARE C (1976) Desertion and abnormal development in a colony of Sooty Tern *Sterna fuscata* infested by a virus-infected ticks. *Ibis* 118:112–115
- FORSHAW JM (1989) *Parrots of the world*. Tercera edición. Landsdowne Editions, Willoughby
- FOWLER JA Y COHEN S (1983) A method for quantitative collection of ectoparasites from birds. *Ring and Migration* 4:185–189
- GARDNER SL Y CAMPBELL ML (1992) Parasites as probes for biodiversity. *Journal of Parasitology* 78:596–600
- GUIMARÃES L (1975) Ischnocera (Mallophaga) infesting parrots (Psittaciformes). III. Notes on some species of the genus *Paragoniotes* Cummings, 1916, with description of a new species. *Papéis Avulsos de Zoologia* 28:255–267
- GWINNER H, OLTROGGE M, TROST L Y NIENABER U (2000) Green plants in starling nests: effects on nestlings. *Animal Behaviour* 59:301–309
- HAMILTON W Y ZUK M (1982) Heritable true fitness and bright birds: a role for parasites? *Science* 218:84–87
- HART B (1997) Behavioural defence. Pp. 59–67 en: CLAYTON D Y MOORE J (eds) *Host-parasite evolution. General principles and avian models*. Oxford University Press, Oxford
- HURTREZ-BOUSÉSS S, PERRET P, RENAUD F Y BLONDEL J (1997) High blowfly parasitic loads affect breeding success in a Mediterranean population of blue tits. *Oecologia* 112:514–517
- HURTREZ-BOUSÉSS S Y RENAUD F (2000) Effects of ectoparasites of young on parent's behavior in a Mediterranean population of blue tits. *Journal of Avian Biology* 31:266–269
- JANOVY J (1997) Protozoa, helminths, and arthropods of birds. Pp. 303–337 en: CLAYTON DH Y MOORE J (eds) *Host-parasite evolution: general principles and avian models*. Oxford University Press, Oxford
- JOHNSON K Y CLAYTON D (2003) The biology, ecology, and evolution of chewing lice. Pp. 1–24 en: PRICE R, HELLENTHAL RA, PALMA RL, JOHNSON KP Y CLAYTON DH (eds) *The chewing lice. World checklist and biological overview*. Illinois Natural History Survey, Champaign
- JOHNSTON R Y HARDY J (1962) Behavior of the Purple Martin. *Wilson Bulletin* 74:243–262
- KEIRANS J (1975) A review of the phoretic relationship between Mallophaga (Phthiraptera: Insecta) and Hippoboscidae (Diptera: Insecta). *Journal of Medical Entomology* 12:71–76
- LOYE J Y CARROLL S (1995) Birds, bugs and blood: avian parasitism and conservation. *Trends in Ecology and Evolution* 10:232–235
- MANZOLI DE, ANTONIAZZI LR Y BELDOMENICO PM (2011) Cambio ambiental global, parásitos y la salud de sus hospedadores: las moscas parásitas del género *Philornis* en pichones de aves. *Hornero* 26:45–53
- MARGOLIS L, ESCH G, HOLMES J, KURIS A Y SCHAD G (1982) The use of ecological terms in parasitology (report of an *ad hoc* committee of the American Society of Parasitologists). *Journal of Parasitology* 68:131–133
- MARTIN L Y BUCHER E (1993) Natal dispersal and first breeding age in Monk Parakeets. *Auk* 110:930–933
- MASELLO JF, PAGNOSSIN ML, LUBJUH T Y QUILLFELDT P (2004) Ornamental non-carotenoid red feathers of wild burrowing parrots. *Ecological Research* 19:421–432
- MASELLO JF, PAGNOSSIN ML, SOMMER C Y QUILLFELDT P (2006) Population size, provisioning frequency, flock size and foraging range at the largest known colony of Psittaciformes: the Burrowing Parrots of the north-eastern Patagonian coastal cliffs. *Emu* 106:69–79
- MASELLO JF Y QUILLFELDT P (2002) Chick growth and breeding success of the Burrowing Parrot. *Condor* 104:574–586
- MASELLO JF Y QUILLFELDT P (2004) Are haematological parameters related to body condition, ornamentation and breeding success in wild burrowing parrots *Cyanoliseus patagonus*? *Journal of Avian Biology* 35:445–454
- MASELLO JF Y QUILLFELDT P (2012) ¿Cómo reproducirse exitosamente en un ambiente cambiante? Biología reproductiva del Loro Barranquero (*Cyanoliseus patagonus*) en el noreste de la Patagonia *Hornero* 27:73–88
- MENNERAT A, MIRLEAU P, BLONDEL J, PERRET P, LAMBRECHTS MM Y HEEB P (2009) Aromatic plants in nests of the blue tit *Cyanistes caeruleus* protect chicks from bacteria. *Oecologia* 161:849–855
- MERINO S Y POTTI J (1995) Mites and blowflies decrease growth and survival in nestling Pied Flycatchers. *Oikos* 73:95–103
- MEY E, MASELLO JF Y QUILLFELDT P (2002) Chewing lice (Insecta, Phthiraptera) of the Burrowing Parrot *Cyanoliseus p. patagonus* (Vieillot) from Argentina. *Rudolstädter Naturhistorische Schriften, Supplement* 4:99–112
- MØLLER AP (1991) Ectoparasite loads affect optimal clutch size in swallows. *Functional Ecology* 5:351–359

- MØLLER AP (1993) Ectoparasites increase the cost of reproduction in their hosts. *Journal of Animal Ecology* 62:309–322
- MOYER BR Y CLAYTON D (2004) Avian defenses against ectoparasites. Pp. 241–257 en: VAN EMDEN HF Y ROTHSCCHILD M (eds) *Insect and bird interactions*. Intercept, Andover
- NORES A Y NORES M (1994) Nest building and nesting behavior of the Brown Cacholote. *Wilson Bulletin* 106:106–120
- PALMA RL (1978) Slide-mounting of lice: a detailed description of the Canada balsam technique. *New Zealand Entomologist* 6:432–436
- POWLESLAND RG (1977) Effects of the haematophagous mite *Ornithonyssus bursa* on nestling starlings in New Zealand. *New Zealand Journal of Zoology* 4:85–94
- PRICE R, HELLENTHAL RA, PALMA RL, JOHNSON KP Y CLAYTON DH (2003) *The chewing lice. World checklist and biological overview*. Illinois Natural History Survey, Champaign
- PROCTOR H Y OWENS I (2000) Mites and birds: diversity, parasitism and coevolution. *Trends in Ecology and Evolution* 15:358–364
- RAMAN R Y KANDULA S (2008) Zoopharmacognosy: self-medication in wild animals. *Resonance* 13:245–253
- RICHNER H Y TRIPET F (1999) Ectoparasitism and the trade-off between current and future reproduction. *Oikos* 86:535–538
- RIVERA L, POLITI N Y BUCHER EH (2012) Ecología y conservación del Loro Alisero (*Amazona tucumana*). *Hornero* 27:51–61
- RONDEROS RA, SCHNACK JA Y MAURI RA (1980) Resultados preliminares respecto de la ecología de *Triatoma infestans* (Klug) y especies congénéricas con referencia especial a poblaciones peridomiciliarias. *Medicina* 40:187–196
- SALVATELLA R (1986) *Triatoma delpontei* Romaña y Abalos, 1947 (Hemiptera–Reduviidae). Nueva especie de triatomíneos para Uruguay. *Revista Uruguaya de Patología Clínica* 22:58
- SALVATELLA R (1987) Distribución de *Triatoma platensis* Neiva, 1913 (Hemiptera–Triatominae) en Uruguay. *Revista de la Sociedad Uruguaya de Parasitología* 1:51–56
- SALVATELLA R, BASMADJIAN Y, ROSA R Y PUIME A (1993) *Triatoma delpontei* Romaña y Abalos, 1947 (Hemiptera: Triatominae) en el estado brasileño de Rio Grande do Sul. *Revista Instituto de Medicina Tropical de Sao Paulo* 35:73–76
- SANZ V Y RODRÍGUEZ-FERRARO A (2006) Reproductive parameters and productivity of the Yellow-shouldered Parrot on Margarita island, Venezuela: a long-term study. *Condor* 108:178–192
- SCHOFIELD CJ (2000) *Trypanosoma cruzi*: the vector-parasite paradox. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 95:535–544
- SEGOVIA JM Y COCKLE KL (2012) Conservación del Loro Vinoso (*Amazona vinacea*) en Argentina. *Hornero* 27:27–37
- SENGUPTA S (1981) Adaptative significance of the use of margosa leaves in nests of House Sparrows *Passer domesticus*. *Emu* 81:114–115
- SOUTHWOOD TRE (1978) *Ecological methods*. Chapman and Hall, Londres
- STAMP RK, BRUNTON DH Y WALTER B (2002) Artificial nest box use by the North Island saddleback: effects of nest box design and mite infestations on nest site selection and reproductive success. *New Zealand Journal of Zoology* 29:285–292
- TOMÁS G, MERINO S, MARTÍNEZ DE LA PUENTE J, MORENO J, MORALES J Y LOBATO E (2008) A simple trapping method to estimate abundances of blood-sucking flying insects in avian nests. *Animal Behaviour* 75:723–729
- USINGER RL (1966) *Monograph of Cimicidae (Hemiptera–Heteroptera)*. The Thomas Say Foundation y Entomological Society of America, Maryland
- VIANA MJ Y CARPINTERO DJ (1977) Aporte al conocimiento de los triatominos en la Argentina. Primera comunicación. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia* 5:161–174
- WASYLIK A (1971) Nest types and abundance of mites. *Ekologia Polska* 19:689–699
- WHITE TH JR, ABREU-GONZÁLEZ W, TOLEDO-GONZÁLEZ M Y TORRES-BÁEZ P (2005) Artificial nest cavities for Amazona parrots. *Wildlife Society Bulletin* 33:756–760
- WHITEMAN NK Y PARKER PG (2005) Using parasites to infer host population history: a new rationale for parasite conservation. *Animal Conservation* 8:175–181
- WILLIAMSON K (1954) The Fair Isle apparatus for collecting bird ectoparasites. *British Birds* 47:234–235
- WIMBERGER P (1984) The use of green plant material in bird nests to avoid ectoparasites. *Auk* 101:615–618
- WYGODZINSKY P (1951) Notas sobre Cimicidae de la República Argentina (Hemiptera). *Anales del Instituto de Medicina Regional Museo Nacional de Tucumán* 3:185–197