

**Larva de mosca *Philornis* sp. en polluelos de Guacamayo Escarlata de vida libre y nueva técnica
para su extracción**

George Olah^{1,6}, Gabriela Vigo^{2,6}, Lizzie Ortiz³, Lajos Rozsa⁴ and Donald J. Brightsmith^{5,6}

¹ Fenner School of Environment and Society, College of Medicine, Biology & Environment, The Australian National University, Canberra, Australia

² Department of Wildlife and Fisheries Sciences, Texas A&M University, College Station, Texas, USA

³ Facultad de Veterinaria y Zootecnia, Universidad Peruana Cayetano Heredia, Lima, Perú

⁴ Ecology Research Group, MTA-ELTE-MTM, Pázmány Péter sétány 1/c, H-1117 Budapest, Hungary

⁵ Schubot Exotic Bird Health Center, Department of Veterinary Pathobiology, Texas A&M University, College Station, Texas, USA

⁶ Tambopata Macaw Project, Madre de Dios, Perú

Publicado originalmente en *Veterinary Parasitology* en 2012 con el título “*Philornis* sp. bot fly larvae in free living scarlet macaw nestlings and a new technique for their extraction”

Traducción: Lizzie Ortiz
Editado por: Dora Susanibar
Febrero 2013

Resumen

Las larvas de mosca (del género *Philornis*) son parásitos subcutáneos que se alimentan de sangre de aves neotropicales, incluyendo los psitácidos. Se analizó doce años de datos sobre polluelos de guacamayo escarlata (*Ara macao*) de nidos naturales y artificiales en los bosques de tierras bajas del sureste del Perú y se reportó la prevalencia e intensidad del parasitismo *Philornis*. La prevalencia de las larvas de mosca fue del 28,9% mientras que la intensidad media fue de 5,0 larvas por polluelo infectado. La prevalencia en los nidos naturales (11%, n = 90 nidadas) fue menor que en los nidos de madera (39%, N = 57) y las cajas de PVC (39%, N = 109). Se describe una nueva técnica para eliminar las larvas *Philornis* utilizando el diseño de una jeringa inversa utilizada como extractor de veneno para mordedura de serpiente. Se compara esta nueva técnica a otros dos métodos para la eliminación de las larvas en polluelos y encontrar el nuevo método más adecuado.

Palabras clave: *Ara macao*, guacamayo escarlata, larva de mosca *Philornis*; ectoparasitismo, técnica de extracción.

Introducción

La mosca parásita del género *Philornis* (MEINERT de 1890, Díptera, Muscidae) comprende 51 especies (Carvalho et al., 1993; Skidmore, 1985) y tiene una distribución principalmente neotropical (Carvalho y Couri, 2002). Sus larvas son parásitos únicamente subcutáneos y se alimentan de sangre de polluelos de una amplia gama de hospedadores aviarios (Allgayer et al., 2009; Arendt, 2000; Couri, 1999). El desarrollo larval es rápido, tomándole 4-6 días en forúnculos con sus espiráculos caudales y se extienden a través de las aberturas dérmicas de sus hospedadores aviarios (Uhazy y Arendt, 1986). Las infestaciones de *Philornis* pueden aumentar la mortalidad de las aves, disminuir el éxito reproductivo y afectar a la selección del nido (Loye y Carroll, 1998). Pueden incluso aumentar el riesgo de extinción para algunas aves hospedadoras (Fessl y Tebbich, 2002; Snyder et al., 1987). Las infestaciones de *Philornis* se han observado repetidamente en polluelos de loro incluyendo guacamayos (Berkunsky et al., 2005; Nycander et al., 1995; Renton, 2002).

El Proyecto Guacamayo de Tambopata ha estudiado la ecología de la reproducción y la historia natural de los guacamayos grandes (*Ara* spp.) en nidos naturales y artificiales en el sur de la Amazonía peruana por más de 20 años (Brightsmith et al., 2008; Brightsmith, 2005; Nycander et al., 1995). Durante las inspecciones de nidos, los investigadores encontraron que los polluelos de guacamayo escarlata (*Ara macao*) estaban muy infestados por larvas de mosca, mostrando una supervivencia reducida (Nycander et al., 1995). Motivados por esta observación, los investigadores de este lugar han eliminado, de manera oportunista, larvas parasitarias para mejorar el crecimiento del polluelo y su vuelo.

Esta situación dio lugar a las siguientes preguntas que guían el presente estudio: (i) ¿cuáles son las tasas generales de infección?, (ii) hacer diferentes tipos de nidos ¿afecta los niveles de infestación?, y (iii) ¿cuál es el método más adecuado de eliminación de parásitos en este particular sistema huésped-parásito?

Materiales y métodos

El estudio se llevó a cabo en los bosques que rodean el Centro de Investigación Tambopata (Tambopata Research Center -TRC) en el sureste de Perú (13 ° 8.070 'S, 69 ° 36.640' W), en el Departamento de Madre de Dios, en la Reserva Nacional Tambopata. El centro está ubicado en el bosque húmedo tropical, cerca de la frontera con el bosque húmedo subtropical (Tosi, 1960) a 350 m de altitud, con una precipitación media anual de 3.236 mm (Brightsmith, 2004). En este sitio, los guacamayos escarlatas anidan en cavidades naturales (Brightsmith, 2005; Renton y Brightsmith, 2009) y en nidos artificiales de madera y cajas de PVC instaladas en árboles emergentes y aislados (Nycander et al., 1995).

Se estudiaron los nidos de guacamayo escarlata en cavidades naturales, artificiales (cajas de PVC y madera) entre noviembre de 2000 y marzo de 2011 (12 temporadas de anidamiento); ubicados en un radio de 2,2 km del TRC. Para determinar el crecimiento y el estado de salud de los polluelos, se alcanzó a los nidos utilizando técnicas ascendentes con una sola cuerda (Perry, 1978; Perry y Williams, 1981). Se extrajo a los polluelos, enviándolos a tierra en baldes de plástico (Nycander et al., 1995). Una vez en el suelo, cada polluelo fue revisado para detectar larvas de moscas; el número de larvas fue registrado. Las aves fueron pesadas y medidas también como parte de los estudios en curso (Vigo et al., 2011). En promedio, cada uno de los 256 polluelos que participaron en el estudio, fue manipulado $29,8 \pm 1,7$ veces durante el período $SE \pm 86$ días de desarrollo del polluelo. Estas visitas duraron cerca de 30 - 50 minutos. La localización anatómica de larvas de mosca se registró en 89 casos.

En el transcurso del estudio se utilizaron tres diferentes métodos para matar o eliminar las larvas parasitarias. De 2000 – 2007, todas las larvas de mosca fueron tratadas con Negasunt[®] en polvo, colocándolo en abundancia en el área inflamada -causada por las larvas. Normalmente, fue

necesario sólo un único tratamiento, ya que para la siguiente inspección de nido -entre los siguientes 1-3 días- las larvas habían muerto y la inflamación había reducido (DJB obs. per.). En 2007, los investigadores trataron de eliminar las larvas de mosca -que se encontraban ya muertas al día siguiente del tratamiento con Negasunt[®] en polvo-, usando pinzas hemostáticas. Desde 2007 – 2010, las larvas de mosca se eliminaron mediante la colocación de un algodón remojado en alcohol sobre la zona afectada, durante aproximadamente 30 segundos, evitando así que la larva respire y obligándola a salir a la superficie. La torunda fue retirada luego y el veterinario extrajo la larva con una pinza hemostática. En algunos casos, después de retirar la larva se aplicaba un aerosol antiparasitario (Curabichera). Esta técnica requería velocidad y experiencia, y en el caso de las larvas muy pequeñas, a menudo no se tenía éxito debido a la localización y profundidad de la larva dentro de la piel.

A partir de 2010, se comenzó a eliminar las larvas de mosca utilizando el kit de la bomba extractora Sawyer[™] (un diseño de jeringa inversa, utilizada para extraer el veneno de serpiente en caso de mordida). Las larvas se eliminaron por (1) la limpieza de la zona de alrededor de la ubicación de la larva con un algodón empapado en alcohol, (2) la colocación de la cabeza del extractor sobre el orificio de la ubicación de la larva, y (3) presionando el émbolo del extractor para iniciar la aspiración. Por lo general, a los pocos segundos las larvas pequeñas fueron absorbidas completamente fuera del ave. Las larvas más grandes surgieron sólo en parte fuera de la herida, pero se le pudo extraer por completo y con facilidad utilizando una pinza hemostática. Después de la eliminación de la larva de la zona, se limpió con una gasa con alcohol y se cubrió con una crema antiséptica.

Para cuantificar los niveles de infestación, se calculó la prevalencia como el porcentaje de todos los polluelos que tenían ≥ 1 larvas con intervalos de confianza exactos del 95% (IC). También se calculó la media y la mediana de las larvas por polluelo con ≥ 1 larvas (intensidades hasta el momento observadas). Como parásitos suelen mostrar una distribución agregada entre los individuos

huéspedes (Crofton, 1971), se presentan análisis de “bootstrap acelerado y corregido por sesgo” (bias-corrected y accelerated bootstrap en inglés) e intervalos de confianza (IC) alrededor de las intensidades media y la mediana. Se utilizó la prueba exacta de Fisher y la prueba de la mediana de Mood para comparar prevalencias e intensidades media y presentamos valores p exactos (de dos lados) en cada caso. El índice de discrepancia (Poulin, 1993) se utilizó para cuantificar la asimetría de la distribución de los parásitos. Para el análisis estadístico se utilizó *Parasitología Cuantitativa 3,0* (Rozsa et al., 2000).

Los análisis que se discuten anteriormente incluyeron múltiples polluelos eclosionados y criados en el mismo nido. Esto significa que nuestros resultados pueden estar influidos por una pseudoreplicación (tratar a cada polluelo como estadísticamente independiente, en vez del método más conservador de tratar a cada nido diferente como estadísticamente independiente). Para eliminar los efectos de esta pseudoreplicación, se agruparon todos los polluelos nacidos en el mismo nido a través de todos los años, por lo que se creó una prevalencia (\pm SE), la media, la mediana y la intensidad del grupo de polluelos por nido. Estos parámetros, completamente independientes, fueron comparados entre los tipos de nidos con pruebas Kruskal-Wallis que utilizan GenStat 13,2. Para comparar las larvas observadas y esperadas de las infestaciones en los nidos con múltiples polluelos se usó Pearson chi-cuadrado.

Se han analizado los efectos de la infestación de la larva de mosca en el crecimiento de los polluelos utilizando datos de crecimiento de 45 polluelos escarlata estudiados desde 2000 hasta 2008 como se presenta en Vigo et al. (2011). Para cada polluelo, se determinó el número de larvas registrado durante los siguientes períodos de tiempo: 0-33 días (período de rápido aumento de peso), los días 34 a 63 (período de aumento lento de peso) y los días 64 a emplumar (período de pérdida de peso). Se utilizaron los modelos lineales mixtos (LMM) de 13,2 GenStat para determinar si el número de larvas de mosca en cada una de las fases mencionadas anteriormente influyen en (a) el tamaño

asintomático, (b) la tasa máxima de crecimiento y (c) la edad de la tasa máxima de crecimiento para las tres variables biométricas de peso, ala, culmen y tarso

Resultados

Se monitorearon 19 cavidades naturales de árboles, 10 de madera y 19 cajas de tubo de PVC ocupados por guacamayos escarlatas y un promedio de 16,6 ($\pm 1,2$ SE, rango: 10-25) eventos de anidamiento (puesta de al menos un huevo) por temporada de cría. Se examinó un total de 256 polluelos, 21,3 (± 2 SE) polluelos por temporada de anidamiento (rango: 10-33 pollos). En total, se registraron 372 larvas de moscas durante los 12 años del estudio. La prevalencia de las larvas de mosca fue del 28,9% (IC: 23.4-34.9%), la intensidad promedio fue de 5,03 larvas por polluelo infectado (IC: 3,54-7,81) y la intensidad media fue de 2 (IC: 1-2) larvas de mosca por polluelo infectado. El índice de discrepancia fue de 0,89; lo que indica un nivel bastante alto de asimetría, cerca del máximo teórico de 1. Las larvas se encuentran con mayor frecuencia en las alas (36% de 89 reportes), en orificios internos abiertos como los oídos (10%) o los orificios nasales (7%), en los dedos (9%), la cara (7%) o el lomo (7%). Otras partes del cuerpo fueron afectadas con menor frecuencia: la cabeza, la barbilla, el cuello, los miembros inferiores y la parte superior del pecho (24%).

Las Infestaciones de larvas de moscas se presentaron desde el segundo día hasta el día 86 de edad del polluelo, mostrando un pico máximo de infestación durante el primer mes. Las Infestaciones de larvas de mosca no se distribuyen al azar en uno u otro polluelo. En los 44 casos en los que había varios polluelos dentro de un nido considerado infestado, los varios polluelos estaban infestados en un 50% de los casos. La probabilidad de que en aquellos nidos con varios polluelos más de un polluelo esté infestado con larvas de mosca fue significativamente más alta de lo esperado (chi-cuadrado = 12,5, gl 2, P = 0,002)

La prevalencia de larvas en los nidos naturales (11%, IC: 6-19%, N = 90 polluelos observados) fue significativamente menor que en los nidos de madera (39% CI: 27-52%, N = 57) y las cajas de PVC (39% CI: 30-48%, N = 109, la prueba exacta de Fisher: $p < 0,001$, Fig. 1). La media y la mediana intensidad de parasitismo no difirió significativamente entre los diferentes tipos de nidos (bootstrap 2-muestra prueba de la t: p (natural vs madera) = 0,219, p (natural vs PVC) = 0,431, p (PVC vs madera) = 0,147, prueba de la mediana de Mood para los 3 tipos de nidos: $p = 0,125$).

Al agrupar los datos de cada nido a través de los años, la media de la prevalencia en los nidos naturales (13%, $5,5 \pm SE$, $n = 17$ nidos monitoreados) fue significativamente menor que en los nidos de madera (46%, $8,7 \pm SE$, $n = 8$) y cajas de PVC (27%, $6,4 \pm SE$, $n = 12$; Kruskal-Wallis estadística = 9,5, $p < 0,009$). La intensidad de la media y la mediana del anidamiento no difirió significativamente entre los tipos de nidos (Kruskal-Wallis estadísticas $< 1,9$, $p > 0,39$ para las tres comparaciones).

Durante el período de estudio se ha matado o eliminado las larvas de los polluelos 188 veces, incluyendo tratamientos repetidos en polluelos afectados. Se intentó eliminar las larvas utilizando Negasunt[®] Polvo y pinzas hemostáticas (N = 27 casos), con algodón, alcohol y pinzas hemostáticas (N = 49) y con el extractor de veneno - Extractor Sawyer[™] (N = 112). Las larvas de mosca fueron eliminadas correctamente de los polluelos en un 33% con el método Negasunt[®], 80% con alcohol y pinzas hemostáticas, y en un 100% con el método del extractor de veneno – Extractor Sawyer[™]. La eficiencia del método del Extractor Sawyer[™] fue significativamente mayor que los otros dos métodos (p prueba exacta de Fisher $< 0,001$).

La longitud asintomática del tarso se correlacionó negativamente con el número de larvas de mosca durante la fase de crecimiento rápido (0-33 días) (LMM_{larvas de mosca 0-33 días}: $\chi^2_1 = 7,81$, $P = 0,008$). La masa corporal se correlacionó negativamente con el número de larvas de moscas durante la fase de crecimiento rápido (LMM_{larvas de mosca 0-33 días}: $\chi^2_1 = 6,64$, $P = 0,014$), así como en la fase de 0-63 días

(LMM larvas de mosca 0 - 63 días: $\chi^2_{21} = 6,59$, $P = 0,015$). El mayor número de larvas de mosca también predijo un menor peso de los polluelos en estas fases (predicciones; LMM. Fig. 2).

Un total de 10 polluelos infectados murieron durante el estudio, pero sólo en 3 de ellos se confirmó que su muerte fue debida a las infestaciones parasitarias: uno murió a la edad de 33 días debido a una infección del oído relacionada con las larvas de mosca; otro murió a los 40 días después de la detección de 26 larvas infestando en todo el cuerpo, alas, cabeza y nariz; y el último, murió a la edad de 26 días luego del alcance de una larva hasta los tendones del miembro inferior, impidiendo al ave levantarse nuevamente.

En algunos casos, se observó la desaparición natural de las larvas *Philornis* antes del día esperado. No se puede excluir la posibilidad de que las aves adultas pueden eliminar algunas larvas de sus polluelos.

Discusión

Los nidos artificiales son herramientas importantes en la conservación de las diferentes especies de loros. Al probar diferentes tipos de nidos artificiales y compararlos con los naturales, pueden resultar mejores diseños para las aves. En este estudio, se comparó la prevalencia del parásito entre los diferentes tipos de nidos para determinar si alguno de ellos se encontraba más predispuesto a la infestación por larvas de mosca. La prevalencia del parásito fue significativamente menor en las cavidades naturales que en cualquiera de los nidos artificiales, tanto de madera como de PVC. Esto podría deberse al material con que está construido el nido, ya que normalmente la temperatura en los nidos de PVC puede aumentar rápidamente y podría conllevar a una mayor prevalencia del parásito (DJB datos no publ.). Sin embargo, la intensidad de la media y la mediana no difirieron significativamente entre los tipos de nidos. Las intensidades más extremas del presente estudio (63, 40 larvas por pollo) fueron más altas que los de otros polluelos de loros neotropicales: 31 larvas en

un polluelo de guacamayo Jacinto (*Anodorhynchus hyacinthinus*) (Guedes, 1993), > 15 larvas en un polluelo de guacamayo escarlata (Nycander et al., 1995), y > 25 larvas en dos loros de frente azul (*Amazona aestiva*) (Seixas y Mourao, 2003). Sin embargo, son mucho más bajos que algunos registros realizados en paseriformes: Zorzal pardo (*Margarops fuscatus*), presentó un máximo de 220 larvas/polluelos con una intensidad media global de 37 (Arendt, 1985).

Las larvas de mosca se alimentan de sangre subcutánea, cuya presencia puede facilitar las infecciones bacterianas secundarias. Sin embargo, se encuentra poca evidencia de esto ya que la mayoría de los polluelos infestados han logrado sobrevivir hasta volar. En general, un mayor número de larvas de mosca durante el desarrollo temprano se correlaciona con un tamaño más pequeño del polluelo (peso y tarso). Se tiene la sospecha de que las larvas de moscas estén causando la reducción del tamaño de los polluelos, aunque no se puede descartar la posibilidad de que los pequeños polluelos presenten mayor cantidad de larvas de moscas por alguna otra razón relacionada con la atención de sus padres u otra variable no medida. Los resultados presentados en este estudio, sobre la mortalidad directa causada por las larvas de mosca, fue poco común de acuerdo con los de la literatura, donde los más claros impactos directos en la salud de polluelo son los casos en que las larvas invaden lugares sensibles como los órganos sensoriales, las vías respiratorias, la boca o las extremidades (Arendt, 2000).

La extracción de larvas puede ser útil para los polluelos, pero también existe el riesgo de lesión, infección, deterioro, e incluso la muerte del huésped si se hace incorrectamente. Por esta razón, es importante para el personal de campo utilizar métodos que maximicen los beneficios y minimicen el riesgo. El Negasunt[®] Polvo utilizado, contiene *coumaphos* 3% que mata las larvas de mosca en el ave, el 2% *propoxur* que repele otros insectos de la lesión y el 5% sulfanilamida anti-bacterial. No se encontraron efectos negativos graves sobre los polluelos. Sin embargo, el *coumaphos* está clasificado como alta a muy altamente tóxico para las aves, si se consume (Abdelsalam, 1999; Abou-

Donia et al., 1982; US EPA, 1996) y puede ser consumido ya sea, por los padres o los polluelos. Por lo tanto, creemos que el uso de Negasunt Powder® debe evitarse en las aves silvestres.

El método de «algodón con alcohol y pinzas hemostáticas» reduce el riesgo de toxicidad para el polluelo pero se obtuvo una menor tasa de éxito, ya que aquellas larvas que no llegaban a la superficie de la piel fueron difíciles de eliminar. La habilidad individual y el entrenamiento del veterinario que utilizó la técnica también parecieron influir en el éxito. Además, cuando el primer intento de extracción no era exitoso, la perseverancia de los intentos por eliminar las larvas –vivas o muertas- a menudo requería de incisiones. Por ello, no se recomienda este método para la extracción de las larvas de mosca.

En comparación, el nuevo método extractor descrito aquí fue altamente eficiente (100% en este estudio) y relativamente fácil para los investigadores de diferentes niveles de habilidad y entrenamiento. La edad del polluelo de guacamayo más joven en el que fue sometido a este método fue de 2 días y se realizó el proceso sin complicaciones. Sin embargo, existen dos problemas: cuando la larva se encuentra en áreas donde el extractor no logra hacer un completo cierre para la succión (la punta del ala, dedo, etc.) puede no ser suficiente para eliminar la larva; y el diseño del extractor utilizado no permite a los investigadores regular la cantidad de succión. Como resultado de ello, es necesario tener cuidado cuando se aplica este método en polluelos jóvenes de especies de cuerpo pequeño, ya que podría rasgar la piel. Por esta razón, los investigadores interesados en utilizar esta técnica deben probarlo por primera vez en individuos adultos y monitorear si se presentan moretones o lesiones en la piel, antes de intentarlo en polluelos.

Las larvas de moscas de varios géneros son conocidos por infestar a una amplia variedad de huéspedes vertebrados silvestres y domésticos (Angulo-Valadez et al., 2010; Cogley y Cogley, 2000; Milton, 1996) y este nuevo método extractor debe ser eficaz en una amplia gama de taxones. Si un extractor con niveles variables de succión estuviera disponible, permitiría la eliminación y extracción de artrópodos que habitan en la piel de una gama aún más amplia de hospederos vertebrados. En

cualquier caso, tal como se presenta, esta técnica debe tener una amplia aplicación para los veterinarios y científicos que desean eliminar las larvas de mosca parásita de forma rápida y sencilla sin realizar incisiones.

Agradecimientos

Damos las gracias a Sharman Hoppes por su ayuda. Damos las gracias a nuestro personal veterinario de campo (Bruce Nixon, Jill Heatley, y Nancy Carlos) por su ayuda en la recopilación de datos. Damos las gracias a nuestros Jefes de campo en TRC: Adrián Sánchez, Adriana Bravo, Aida Figari, Carlos Huamani, Carolina Caillaux, Caterina Cosmópolis, Darwin Solano, Fernando Takano, Gustavo Martínez, Jerico Solis, Jesús Zumaran, Marc Dragiewicz, Oscar González, y Robert Wilkerson. También damos las gracias a Rainforest Expeditions y el personal de TRC por su apoyo, y a todos los asistentes de campo voluntarios por su arduo trabajo. Esta investigación fue apoyada por el Instituto Earthwatch (Earthwatch Institute), el Centro de Salud Schubot Exotic Bird (Schubot Exotic Bird Health Center) de la Universidad Texas A & M, la Gran Fundación Rufford Small (Rufford Small Grant Foundation), Idea Wild, Raleigh Durham Caged Bird Society, Phoenix Landing, y donantes privados. El Instituto Nacional de Recursos Naturales (INRENA) y el Servicio Nacional de Áreas Naturales Protegidas (SERNANP) en el Perú concedieron los permisos de la investigación para este estudio.

References

- Abdelsalam, E.B., 1999. Neurotoxic potential of six organophosphorus compounds in adult hens. *Vet. Hum. Toxicol.* 41, 290–292.
- Abou-Donia, M.B., Makkawy, H.A., Graham, D.G., 1982. Coumaphos: delayed neurotoxic effect following dermal administration in hens. *J. Toxicol. Environ. Health* 10, 87–99.
- Allgayer, M.C., Guedes, N.M.R., Chiminazzo, C., Cziulik, M., Weimer, T.A., 2009. Clinical pathology and parasitologic evaluation of free-living nestlings of the hyacinth macaw (*Anodorhynchus hyacinthinus*). *J. Wildl. Dis.* 45, 972–981.
- Angulo-Valadez, C.E., Scholl, P.J., Cepeda-Palacios, R., Jacquiet, P., Dorchies, P., 2010. Nasal bots... a fascinating world! *Vet. Parasitol.* 174, 19–25.
- Arendt, W.J., 1985. *Philornis* Ectoparasitism of Pearly-Eyed Thrashers. II. Effects on Adults and Reproduction. *Auk* 102, 281–292.
- Arendt, W.J., 2000. Impact of nest predators, competitors, and ectoparasites on Pearly-eyed Thrashers, with comments on the potential implications for Puerto Rican Parrot recovery. *Ornitol. Neotrop.* 11, 13–63.
- Berkunsky, I., Formoso, A., Aramburu, R., 2005. Ectoparasitic load of blue-fronted parrot (*Amazona aestiva* , *Psittacidae*) nestlings. *Ornitol. Neotrop.* 16, 573–578.
- Brightsmith, D., 2004. Effects of weather on parrot geophagy in Tambopata, Perú. *Wilson Bull.* 116, 134–145.
- Brightsmith, D., Stronza, A., Holle, K., 2008. Ecotourism, conservation biology, and volunteer tourism: A mutually beneficial triumvirate. *Biol. Conserv.* 141, 2832–2842.

- Brightsmith, D.J., 2005. Parrot nesting in southeastern Peru: seasonal patterns and keystone trees. *Wilson Bull.* 117, 296–305.
- Carvalho, C.J.B.d., Couri, M.S., 2002. Part I. Basal groups, In: Carvalho, C.J.B.d. (Ed.) *Muscidae (Diptera) of the Neotropical Region: Taxonomy*. Universidade Federal do Paraná, Curitiba, pp. 17–132.
- Carvalho, C.J.B.d., Couri, M.S., Pont, A.C., Pamplona, D., Lopes, S.M., 1993. Part II. *Muscidae*, In: Carvalho, C.J.B.d. (Ed.) *A Catalogue of the Fanniidae and Muscidae (Diptera) of the Neotropical Region*. Sociedade Brasileira de Entomologia, São Paulo, p. 201.
- Cogley, T.P., Cogley, M.C., 2000. Field observations of the host–parasite relationship associated with the common horse bot fly, *Gasterophilus intestinalis*. *Vet. Parasitol.* 88, 93–105.
- Couri, M.S., 1999. Myiasis caused by obligatory parasites. 1a. *Philornis Meinert (Muscidae)*, In: Guimaraes, J.H., Papavero, N. (Eds.) *Myiasis in man and animals in the Neotropical Region: bibliographic database*. Plêiade & FAPESP, São Paulo, pp. 51–70.
- Crofton, H.D., 1971. A quantitative approach to parasitism. *Parasitology* 62, 179–193.
- Fessl, B., Tebbich, S., 2002. *Philornis downsi*– a recently discovered parasite on the Galápagos archipelago – a threat for Darwin's finches? *Ibis* 144, 445–451.
- Guedes, N.M.R., 1993. *Biologia reprodutiva da Arara Azul (Anodorhynchus hyacinthinus) no Pantanal*. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Univ. São Paulo, Piracicaba, Brazil.
- Loye, J.E., Carroll, S.P., 1998. Ectoparasite behavior and its effects on avian nest site selection. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 91, 159–163.
- Milton, K., 1996. Effects of bot fly (*Alouattomyia baeri*) parasitism on a free-ranging howler monkey (*Alouatta palliata*) population in Panama. *J. Zool.* 239, 39–63.

- Nycander, E., Blanco, D.H., Holle, K.M., Campo, A.d., Munn, C.A., Moscoso, J.I., Ricalde., D.G., 1995. Manu and Tambopata: nesting success and techniques for increasing reproduction in wild macaws in southeastern Peru., In: J. Abramson, B.L.S., & J. B. Thomsen (Ed.) *The large macaws: their care, breeding and conservation*. Raintree Publications, Fort Bragg, California, pp. 423–443.
- Perry, D.R., 1978. A method of access into the crowns of emergent and canopy trees. *Biotropica* 10, 155–157.
- Perry, D.R., Williams, J., 1981. The tropical rain forest canopy: a method providing total access. *Biotropica* 13, 283–285.
- Poulin, R., 1993. The disparity between observed and uniform distributions: A new look at parasite aggregation. *Int. J. Parasitol.* 23, 937–944.
- Renton, K., 2002. Influence of environmental variability on the growth of Lilac-crowned Parrot nestlings. *Ibis* 144, 331–339.
- Renton, K., Brightsmith, D., 2009. Cavity use and reproductive success of nesting macaws in lowland forest of southeast Peru. *J. Field Ornithol.* 80, 1–8.
- Rozsa, L., Reiczigel, J., Majoros, G., 2000. Quantifying parasites in samples of hosts. *J. Parasitol.* 86, 228–232.
- Seixas, G.H.F., Mourao, G., 2003. Growth of nestlings of the blue-fronted amazon (*Amazona aestiva*) raised in the wild or in captivity. *Ornitol. Neotrop.* 14 295–305.
- Skidmore, P., 1985. *The Biology of the Muscidae of the World*. Dr. W. Junk Publishers, Dordrecht, 550 p.
- Snyder, N.F.R., Wiley, J.W., Kepler, C.B., 1987. *The parrots of Luquillo: natural history and conservation of the Puerto Rican Parrot*. Western Foundation of Vertebrate Zoology, Los Angeles, CA, 1–384 pp.

Tosi, J.A., 1960. Zonas de vida natural en el Perú. Memoria explicativa sobre el mapa ecológico del Perú, Instituto Interamericano de las Ciencias Agrícolas de la Organización de los Estados Americanos, Lima, Peru.

Uhazy, L.S., Arendt, W.J., 1986. Pathogenesis associated with philornid myiasis (Diptera: Muscidae) on nestling pearly-eyed thrashers (Aves: Mimidae) in the Luquillo rain forest, Puerto Rico. *J. Wildl. Dis.* 22, 224–237.

US-EPA, 1996. Coumaphos: Reregistration Eligibility Decision (RED) Fact Sheet. United States Environmental Protection Agency.

Vigo, G., Williams, M., Brightsmith, D.J., 2011. Growth of Scarlet Macaw (*Ara macao*) chicks in southeastern Peru. *Ornitol. Neotrop.* 22, 143–153.

Figure 1. The prevalence of *Philornis* infestations of scarlet macaw chicks in natural cavities (11%, N=90 nestlings monitored), artificial wooden nest boxes (39%, N=57), and PVC nest boxes (39%, N=109) in southeastern Peru. Vertical lines represent 95% confidence intervals around means (black dots). Columns labeled with different letters differ significantly (Fisher's exact test; $p < 0.001$).

FIG1.DOCX

Figure 2. The predictions of linear mixed model (LMM) for the effects of bot fly number for asymptotic weight (\pm SE) of scarlet macaw nestlings during 0–63 days.

FIG2.DOCX