

Detección de *Chlamydia psittaci* en loros silvestres (*Amazona spp.*) en el Bajo Cauca, Colombia.

Detection of Chlamydia psittaci in wild parrots (Amazona spp.) in Bajo Cauca, Colombia

Ana Cristina Fernández-Salazar¹ , Joan Gastón Zamora-Abrego² 

1. Grupo de Investigación, Ecología y Conservación de Fauna Silvestre, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Antioquia, Colombia.

2. Grupo de Investigación, Ecología y Conservación de Fauna Silvestre, Universidad Nacional de Colombia, La Paz, Cesar, Colombia.

ancfernandezsa@unal.edu.co; jogzamoraab@unal.edu.co

Fecha de recepción: 28/01/2025.

Fecha de aceptación: 29/05/2025

Resumen

Chlamydia psittaci es la bacteria causante de clamidiosis en aves, la cual causa altas tasas de morbilidad y mortalidad en psitácidos, en función del genotipo bacteriano y las condiciones fisiológicas del hospedero. La infección por *C. psittaci* puede ser un reto de conservación para poblaciones silvestres que se enfrentan a otras presiones como la pérdida de hábitat o la extracción de individuos para el tráfico ilegal de fauna. El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar la presencia de *C. psittaci* en poblaciones silvestres de loros (*Amazona spp.*) en el Bajo Cauca antioqueño, para lo cual se capturaron loros silvestres en Cauca y Nechí en Colombia y se les tomó muestras para realizar pruebas PCR para detectar el ADN bacteriano y pruebas ELISA para detectar anticuerpos específicos contra esta bacteria. Como resultado, no se encontró excreción de partículas infecciosas, pero sí encontraron anticuerpos en el 21.4 % de los individuos evaluados. Se encontró la primera evidencia de la circulación de *C. psittaci* en poblaciones silvestres en el Bajo Cauca antioqueño, en Colombia, una región caracterizada por la transformación del hábitat y las altas tasas de extracción de individuos para el tráfico ilegal.

Key words: ELISA. PCR. Psittacosis. Wildlife diseases.

Abstract

Chlamydia psittaci is the bacterium responsible for chlamydiosis in birds, which causes high morbidity and mortality rates in psittacines, depending on the bacterial genotype and the host's physiological conditions. Infection by *C. psittaci* can pose a conservation challenge for wild populations already facing pressures such as habitat loss and the extraction of individuals for illegal wildlife trafficking. The present work aimed to evaluate the presence of *C. psittaci* in wild populations of parrots (*Amazona spp.*) in the Bajo Cauca region of Antioquia, Colombia, for which wild parrots were captured in Cauca and Nechí, Colombia. Samples were collected for PCR tests to detect bacterial DNA from infectious particles and ELISA tests to detect specific antibodies against this bacterium. As a result, no excretion of infectious particles was detected; however, antibodies were found in 21.4% of the evaluated individuals. This study provides the first evidence of *C. psittaci* circulation in wild populations in the Bajo Cauca region of Antioquia, Colombia, a region characterized by habitat transformation and high rates of individual extraction for illegal trafficking.

Palabras clave: ELISA. Enfermedades en fauna silvestre. PCR. Psitacosis.

Introducción

Chlamydia psittaci (Lillie 1930) es una bacteria gram-negativa intracelular que infecta a diversas aves y algunos mamíferos, incluidos los seres humanos. Este patógeno es de alta transmisibilidad ya que puede infectar a los hospederos a través del contacto con aerosoles de secreciones respiratorias, excrementos o polvo de plumón de individuos infectados. La transmisión también puede ocurrir mediante fómites contaminados y el contacto directo entre individuos durante la regurgitación ([Harkinezhad et al. 2009](#)). En aves se han identificado infecciones por siete genotipos de *C. psittaci*, denominados A, B, C, D, E, F y E/B, los cuales se corresponden con seis serovares (A, B, C, D, E y F). Cada

genotipo presenta mayor afinidad por taxones aviares particulares, por ejemplo, las infecciones en psitácidos están frecuentemente asociadas con el genotipo A (serovar A), mientras que las infecciones de columbidos están más asociadas al genotipo B (serovar B) ([Sachse et al. 2023](#)). Adicionalmente se han identificado otros dos genotipos, el WC y el M56 que están asociados a la infección en mamíferos y se corresponden con los serovares WC y M56 ([Pannekoek et al. 2010](#), [Sachse et al. 2015](#)).

La enfermedad provocada por *C. psittaci* en aves, conocida como psitacosis o clamidiosis aviar, puede cursar de forma subclínica o clínica, manifestándose con signos variables que incluyen anorexia, letargia, blefaritis,

conjuntivitis, sinusitis, dificultad respiratoria y diarrea verdosa amarillenta (Vanrompay 2019). En psitácidos las tasas de morbilidad reportadas oscilan entre el 16 % y el 81 %, mientras que la mortalidad puede ser alarmantemente alta, superando el 50 % en brotes no tratados causados por el genotipo A (CFSPH & IICAB 2009). Las variaciones tanto en la morbilidad como en la mortalidad, dependen de factores extrínsecos, como la virulencia del genotipo bacteriano y de factores intrínsecos del hospedero, como la especie y condiciones fisiológicas que afectan la calidad de la respuesta inmunológica (Santos et al. 2014, Tolba et al. 2019).

En psitácidos la transmisibilidad de *C. psittaci* se ve favorecida por su comportamiento gregario, que incluye compartir dormideros y acicalarse mutuamente. Además, se han reportado numerosos casos de neumonías atípicas en humanos, adquiridas por contacto cercano con psitácidos en cautiverio portadores de esta bacteria (Hogerwerf et al. 2017). Por tanto, *C. psittaci* representa un desafío significativo tanto para la salud aviar como para la salud pública (Zweifel et al. 2009).

A pesar de la atención prestada a identificar infecciones por este patógeno en animales en cautiverio - especialmente en psitácidos mantenidos como mascotas o en galpones de producción avícola (Sukon et al. 2021) - se ha investigado mucho menos sobre la circulación de *C. psittaci* en poblaciones silvestres (Burnard & Polkinghorne 2016, Stokes et al. 2021). En América se han muestreado algunas poblaciones silvestres, identificando prevalencias que van de 4.8 % a 78 %, según la población y la técnica usada para identificar a los individuos positivos (de Freitas Raso et al. 2006, Dusek et al. 2018, Padilla et al. 2004, Ribeiro et al. 2013, Vaz et al. 2021). Sin embargo, también se han identificado poblaciones que no ha tenido contacto previo con el patógeno (Deem et al. 2005, Gilardi et al. 1995). Tras una revisión exhaustiva de la literatura disponible, no se encontró ningún estudio enfocado en poblaciones silvestres colombianas, aunque si se encontraron algunos estudios en centros de atención de fauna silvestre recuperada del cautiverio o tráfico de especies (Monsalve et al. 2011, Ruiz-Laiton et al. 2022).

En poblaciones libres con dinámicas ecológicas estables, la clamidiosis aviar puede actuar como un regulador poblacional, al influir directamente en parámetros como la mortalidad y la natalidad (Kakehashi 1996, Martcheva et al. 2017). La variación en estos parámetros es crucial para la permanencia de poblaciones que ya enfrentan otras presiones de conservación (Choisy & Rohani 2006, Melbourne & Hastings 2008), tales como la pérdida de hábitat y la extracción ilegal de individuos para el tráfico de fauna (Daut et al. 2016). Este es el caso del Bajo Cauca antioqueño y sur del departamento de Córdoba en Colombia (

Figura 1), donde los hábitats están altamente transformados (Guisao-Betancur et al. 2024, Sanchez-Cuervo & Aide 2013) y se extraen animales silvestres frecuentemente para el comercio ilegal de fauna (Mancera Rodríguez & Reyes García 2008). El grupo de aves más traficado en el país es el de los psitácidos (Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible 2012), destacándose especies como *Amazona ochrocephala* (Gmelin 1788), *Amazona farinosa* (Boddaert 1783) y *Amazona autumnalis* (Linnaeus 1758) por ser positivamente seleccionadas por los traficantes, mientras que el tráfico de *Amazona amazonica* (Linnaeus 1766) no responde a una predilección marcada pero tampoco es rechazada por los cazadores furtivos, por lo que su tráfico parece responder a la densidad y facilidad de obtener individuos de la vida libre (Romero-Vidal et al. 2020).

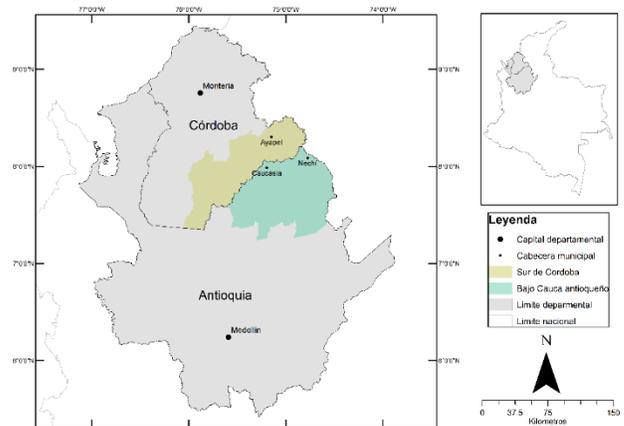


Figura 1. Ubicación del sur del departamento de Córdoba y la subregión del Bajo Cauca antioqueño en Colombia.

Considerando la marcada transformación del paisaje del Bajo Cauca antioqueño y sur de Córdoba, junto con la preferencia de los traficantes por los loros del género *Amazona*, así como las altas tasas de morbilidad y mortalidad en psitácidos asociados a la infección con *C. psittaci*, este estudio tiene como objetivo evaluar la circulación de este patógeno en poblaciones que ya enfrentan serias amenazas a su conservación en esta región de Colombia.

Materiales y métodos

Muestreo Se llevó a cabo un muestreo de campo en los corregimientos La Ilusión y Margento del municipio de Caucasia en Colombia (8°03' N & 75°00' W), al margen izquierdo del río Cauca y cerca de la carretera Caucasia – Nechí (Figura 2). El área de estudio se caracteriza por un paisaje altamente transformado con extensas áreas dedicadas a la ganadería, un par de centros poblados (Risaralda y Villa del Socorro) y parches de vegetación nativa de menos de 100 hectáreas. La precipitación anual promedio de esta región es de 2 574 mm, con un régimen

bimodal bien definido y una temperatura media de 28 °C ([Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural 2020](#)).

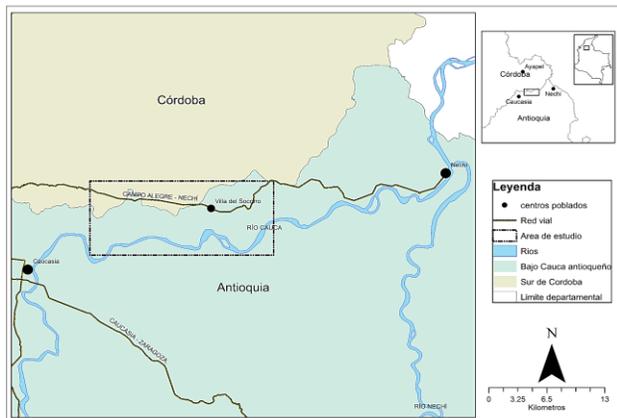


Figura 2. Ubicación del área de estudio.

El muestreo se llevó a cabo entre los meses de diciembre de 2019 y marzo de 2020, enfocándose en loros del género *Amazona*. Se tomaron muestras de materia fecal para evaluar la presencia de ADN de *C. psittaci* en sistema digestivo, las cuales se almacenaron en tubos secos. También se tomaron muestras de sangre, para evaluar la presencia de anticuerpos específicos contra esta bacteria en circulación sanguínea.

Los individuos fueron capturados usando redes de niebla de dosel y fueron examinados por una médica veterinaria quien tomó las muestras. Una vez finalizado el examen clínico y la recolección de muestras, las aves fueron liberadas en el mismo sitio de la captura. Este procedimiento se llevó a cabo amparado en el aval ético CICUA-035-19 del Comité para el Cuidado y Uso de los Animales de la Universidad Nacional de Colombia y la resolución 255 de 2014 de la Autoridad Nacional de Licencias Ambientales mediante la que se otorga el permiso marco de recolección de especímenes de especies silvestres de la diversidad biológica con fines de investigación científica no comercial.

Pruebas de laboratorio

Las muestras fecales fueron almacenadas en tubos secos de 2.0 ml a 4 °C para evitar su degradación antes del envío al laboratorio del Instituto Colombiano de Medicina Tropical (ICMT) de la Universidad CES en Sabaneta, Antioquia. En el laboratorio, el contenido de cada tubo fue

disuelto en 1.0 ml de buffer para transporte de muestras, posteriormente fue homogenizado con vórtex y el contenido transferido a un tubo de 1.5 ml donde se concentró por centrifugación a 14 000 rpm para decantar los sólidos. Finalmente se tomó 100 µL de sobrenadante para la extracción. El sedimento resultante fue purificado utilizando el kit MagMAX™ CORE Nucleic Acid Purification Kit (Applied Biosystems) diseñado para muestras animales. El ADN resultante fue eluido en 80 µL de buffer de rehidratación y transferido a un tubo de 1.5 ml, el cual fue mantenido a 4 °C hasta su análisis. La detección del ADN de *Chlamydia* spp. se realizó mediante PCR en tiempo real para amplificar un fragmento específico del gen *23S rDNA* con un tamaño aproximado de 182 pb, utilizando el kit Power SYBR™ Green (Applied Biosystems). Se emplearon 200 pmol de cada iniciador y 2.5 µL del templado en un volumen total de 25 µL, según el protocolo de [Ehrlich et al. \(2006\)](#) el cual fue estandarizado, optimizado y validado en el Laboratorio Clínico Veterinario del ICMT. El perfil térmico consistió en una desnaturalización inicial a 95 °C durante 5 minutos, seguida por 40 ciclos que incluyeron desnaturalización a 95 °C durante 15 segundos y alineamiento/extensión a 60 °C durante 45 segundos. La lectura se realizó en el canal SYBR/FAM (canal 1). Posteriormente, se analizaron los perfiles de disociación en una curva entre 65 °C y 90 °C. La integridad del material genético se evaluó mediante la amplificación mediante PCR en tiempo real con SYBR de un control positivo interno correspondiente al fragmento del receptor melanocortina-1 (MC1R) ([de Kloet et al. 2011](#)). Para la detección de anticuerpos, las muestras sanguíneas fueron dejadas coagular y luego se extrajo el suero que fue almacenado a -20 °C en campo antes de ser trasladado al laboratorio de la Universidad Nacional de Colombia sede Medellín, donde se conservó a -80 °C hasta su procesamiento. Los anticuerpos IgY contra *C. psittaci* se detectaron utilizando el kit Pigeons *Chlamydia psittaci* - CPS Elisa Kit (AFG Bioscience), siguiendo las instrucciones proporcionadas por el fabricante.

Resultados

Se capturaron un total de 29 individuos pertenecientes a las siguientes especies: *Amazona ochrocephala* (14), *Amazona amazonica* (9), y *Amazona autumnalis* (6) (Tabla 1 y Figura 3). Todos los individuos eran adultos y no presentaron signos clínicos asociados a psitacosis ni indicios de otras enfermedades infecciosas, al momento de la captura.

Tabla 1. Detección de ADN de *Chlamydia* spp. y anticuerpos específicos para *Chlamydia psittaci* en tres especies de loros del género *Amazona* en el Bajo Cauca antioqueño, Colombia. PCR(+): PCR positiva, PCR(-): PCR negativa, PCR(NR): PCR no realizada, ELISA(+): ELISA positivo, ELISA(-): ELISA negativo, ELISA(NR): ELISA no realizado.

	PCR(-) / ELISA (+)	PCR(-) / ELISA (-)	PCR(-) / ELISA (NR)	PCR(NR)/ ELISA (+)	PCR(NR)/ ELISA (-)	Total de muestras por especie
<i>Amazona amazonica</i>	1	2	6	0	0	9
<i>Amazona autumnalis</i>	0	3	3	0	0	6
<i>Amazona ochrocephala</i>	2	4	6	0	2	14
Total por tipo de resultado	3	9	15	0	2	



Amazona ochrocephala. Foto tomada de Agudelo J., 2024



Amazona amazonica. Foto tomada de Crewe M., 2018

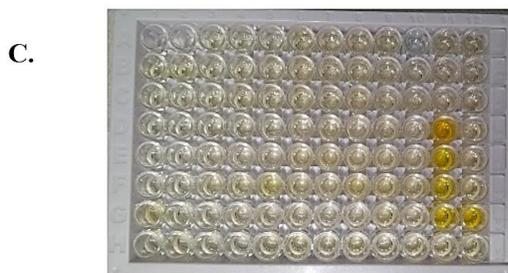
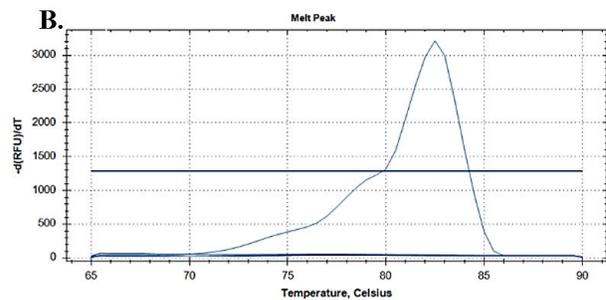
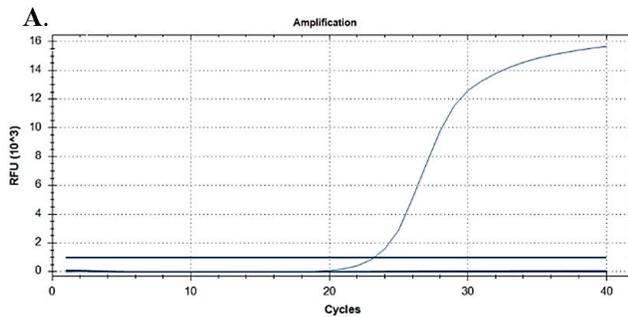


Amazona autumnalis. Foto tomada de Boscain L., 2024

Figura 3. Especies de loros (*Amazona* spp.) muestreadas.

Se realizaron pruebas de PCR (Figura 4A y Figura 4B) a las muestras de materia fecal de 27 individuos (no fue posible tomar muestra de dos de los individuos capturados), y todos ellos resultaron negativos. Además, se llevó a cabo pruebas ELISA (Figura 4C y Figura 4D) a las muestras de 14 individuos, de los cuales 3 resultaron positivos, lo que indica una frecuencia de detección de

anticuerpos del 3.33 % (1 de 3) para *A. amazonica*, del 25.0 % (2 de 8) para *A. ochrocephala* y 0 % (0 de 3) para *A. autumnalis* (Tabla 1). De los otros 15 individuos se tomaron muestras sanguíneas, pero el volumen de suero obtenido o su calidad no fueron suficientes para realizar la prueba ELISA.



D.

INTERPRETACION CON CUT OFF												
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	-0.0005	0.0005	0.1696	0.0895	0.1015	0.1755	0.119	0.137	0.122	0.023	0.116	0.161
B	0.1745	0.2085	0.1255	0.1015	0.1365	0.1465	0.156	0.109	0.108	0.082	0.104	0.121
C	0.0985	0.1115	0.1065	0.1295	0.1355	0.1205	0.133	0.149	0.121	0.125	0.13	0.113
D	0.0865	0.0825	0.0935	0.0805	0.0795	0.0995	0.111	0.113	0.128	0.084	2.169	0.133
E	0.0895	0.0805	0.0775	0.1025	0.0975	0.1325	0.138	0.119	0.124	0.102	0.917	0.132
F	0.0805	0.0635	0.1285	0.1295	0.2425	0.1395	0.138	0.212	0.183	0.147	0.712	0.182
G	0.2305	0.0825	0.1135	0.0935	0.1145	0.0875	0.075	0.095	0.157	0.09	0.836	1.129
H	0.0835	0.1625	0.0865	0.1005	0.1725	0.1505	0.129	0.125	0.112	0.127	0.146	0.177

Figura 4. Ejemplos de las pruebas de laboratorio realizadas. **A.** Curva de amplificación con control positivo y muestra sin amplificación, Threshold= 1000; **B.** Curva de disociación con temperatura de melting de 81.5 °C. **C.** Plato de 96 pozos de la prueba ELISA. **D.** Valores de densidad óptica para cada uno de los pozos (Punto de corte: 0.254)

Discusión

Este trabajo representa el primer informe documentado sobre la circulación de *C. psittaci* en loros del género *Amazona* de vida libre en Colombia, así como el primer registro de infección por *C. psittaci* en las especies de psitácidos *A. ochrocephala* y *A. amazonica* en su hábitat natural.

Ninguno de los loros muestreados se encontraba en fase aguda de la infección al momento de muestreo, como se determinó mediante el examen clínico y las pruebas PCR negativas, que indicaron la ausencia de ADN de cualquier especie del género *Chlamydia* en las heces. [Andersen \(1996\)](#) demostró que la detección del material genético de *C. psittaci* es más probable en muestras de secreciones orofaríngeas poco después de la infección, mientras que en infecciones crónicas es más común detectar ADN bacteriano en muestras fecales o cloacales. Aunque la eliminación de *C. psittaci* puede ocurrir intermitentemente, incluso años después de la infección primaria, en este caso se pudo constatar que, pese a que algunos individuos estuvieron expuestos previamente al patógeno, al momento del muestreo ninguna de las aves se encontraba experimentando una recaída en la que se reactivara la replicación y excreción de *C. psittaci*.

Estos resultados contrastan con los obtenidos en estudios realizados en loros del género *Amazona* en dos regiones de Brasil, donde se encontró ADN bacteriano en las secreciones del 1.2 % y 2.5 % de los polluelos de *Amazona brasiliensis* (Linnaeus, 1758), así como en el 4.8 % y 6.3 % de los polluelos de *Amazona aestiva* (Linnaeus, 1758) ([de Freitas Raso et al. 2006](#), [Ribas et al. 2014](#), [Vaz et al. 2021](#)). Estos resultados indican que algunos individuos excretaban *C. psittaci*, mientras que en nuestro estudio ningún individuo mostró excreción bacteriana. Esta diferencia puede deberse a que los estudios brasileños incluyeron polluelos que heredan IgY materna pero requieren tiempo para desarrollar completamente su propia respuesta inmunológica ([Andersen 1996](#), [de Freitas Raso et al. 2006](#)), por lo que en los individuos más jóvenes las bacterias pueden replicarse dentro de las células antes de que se establezcan mecanismos inmunológicos efectivos para controlar la infección. En contraste, nuestro estudio se centró en individuos adultos, donde se espera que el sistema inmunológico esté completamente maduro, lo que reduce la probabilidad de replicación bacteriana a menos que el hospedador experimente un periodo de inmunosupresión.

Por su parte, [Deem et al. \(2005\)](#) e valoraron 34 individuos de *A. aestiva* en Bolivia y ninguno de los individuos había desarrollado anticuerpos específicos contra *C. psittaci*, lo que podría indicar que esta población nunca estuvo expuesta a este patógeno. En contraste, las frecuencias de detección de anticuerpos del 33.3 % para la muestra de *A. amazonica* y de 25 % para la muestra de *A. ochrocephala*

encontradas en este estudio sugiere que parte de los individuos analizados habían estado expuestos al patógeno y desarrollaron anticuerpos IgY específicos para *C. psittaci*. Estos anticuerpos se producen alrededor de dos a tres semanas después del inicio de la infección, alcanzando concentraciones más altas durante la respuesta inmune secundaria y permaneciendo en circulación durante un tiempo considerable, lo que permite una respuesta rápida ante futuras exposiciones al mismo antígeno ([Pacheco et al. 2023](#); [Zhang et al. 2017](#)). Nuestros resultados contrastan con los obtenidos por [de Freitas Raso et al. \(2006\)](#) donde ninguno de los polluelos mostró respuesta humoral detectable, posiblemente porque su sistema inmunológico aun no tenía la capacidad de producir inmunoglobulinas en concentraciones suficientes para ser detectadas.

Considerando que hasta el 2.5 % de los polluelos de *A. brasiliensis* y el 6.3 % de los polluelos de *A. aestiva* se infectan antes de abandonar el nido, no es de extrañar que el 33.3 % de *A. amazonica* y el 25.0 % de *A. ochrocephala* en Caucasia hayan estado expuestos a la bacteria, dado que todos los individuos eran adultos y que han tenido mayor tiempo de exposición potencial a la bacteria. Pese a esto, durante el examen médico no se evidenciaron síntomas clínicos asociados a psitacosis; aunque, dado el ciclo de vida bifásico de los clamidiales y su dependencia de las células de los hospederos, es probable que si estos individuos sufren inmunosupresión, puedan reactivar la fase aguda de la infección ([Elwell et al. 2016](#), [Radomski et al. 2016](#)).

En contraste, al comparar las frecuencias de detección de anticuerpos obtenidos en este estudio con investigaciones previas realizadas por [Monsalve et al. \(2011\)](#) en loros recuperados del tráfico ilegal en Colombia, se observa que las poblaciones en cautiverio presentan tasas significativamente más altas de infección por *C. psittaci*, con seroprevalencias entre el 79 % y el 90 %. [Ruiz-Laiton et al. \(2022\)](#) también encontraron que el 81.3 % de los psitácidos alojados en un centro de atención de fauna en Colombia, liberaban ADN de *C. psittaci* y hallaron una correlación entre la positividad y signos clínicos como baja frecuencia respiratoria, por lo que dichos resultados podrían señalar un brote de psitacosis. Estos hallazgos sugieren que el cautiverio puede favorecer la transmisión del patógeno entre loros, posiblemente debido a factores como el hacinamiento o la falta de medidas sanitarias adecuadas durante el cautiverio ([Santos et al. 2014](#), [Tolba et al. 2019](#)).

Esta situación es preocupante, ya que existe una tendencia nacional a reintroducir loros recuperados del tráfico a sus hábitats naturales ([Restrepo-Rodas & Pulgarin 2017](#)). En algunas ocasiones los psitácidos con resultados positivos reciben tratamientos antibióticos para la psitacosis ([Balsamo et al. 2017](#)), no obstante, se ha evidenciado la

persistencia de los clamidiales tras el tratamiento antibiótico, aunque no es totalmente claro el mecanismo de estas persistencias *in vivo* (Hogan *et al.* 2004, Sachse *et al.* 2015). Es probable que los loros con resultados positivos en pruebas serológicas reactiven la excreción del patógeno si enfrentan situaciones que inducen inmunosupresión, actuando como portadores o reservorios (West 2011), lo cual podría permitir la diseminación de *C. psittaci* entre las poblaciones silvestres receptoras.

Este escenario tendría graves implicaciones para la conservación de especies de psitácidos silvestres, ya que se ha demostrado que la introducción de animales portadores de patógenos puede provocar brotes severos entre las poblaciones receptoras, resultando en altas tasas de mortalidad, aun en entornos controlados con acceso a atención veterinaria (Stagegaard *et al.* 2017). Incluso, la introducción de animales infectados con patógenos previamente existentes en la población receptora puede generar problemas, dado que las reintroducciones suelen realizarse en los lugares con mayor concentración y buena calidad de recursos para mejorar la probabilidad de sobrevivencia de los animales liberados; pero en estas zonas también se concentra una mayor densidad poblacional de animales silvestres, lo que incrementa las tasas de contacto entre individuos recién llegados y residentes, y aumenta la probabilidad de transmisión de patógenos (Almberg *et al.* 2012), lo que se traduce en mayor proporción de individuos infectados y brotes localizados. Sin embargo, existe poca información sobre cómo esta situación afecta a las poblaciones silvestres. Por ejemplo, en poblaciones silvestres de koalas (*Phascolarctos cinereus*), se ha documentado una alta tasa de mortalidad y una reducción en la natalidad asociadas a infecciones por *Chlamydia* spp; estas poblaciones, además, enfrentan otras presiones, como la transformación de su hábitat (Burnard & Polkinghorne 2016), lo que ha contribuido a extinciones locales. Así mismo, Chu *et al.* (2016) demostraron que la infección por *C. psittaci* deprime el sistema inmunológico de las aves, incrementando la mortalidad por influenza aviar, y es posible que efectos similares ocurran con otros patógenos presentes en las poblaciones receptoras o aquellos introducidos por los animales recién liberados.

Ante este panorama, resulta crucial seguir realizando muestreos en otras poblaciones silvestres libres para identificar si *C. psittaci* circula entre los loros silvestres en otras regiones del país y cuál es su prevalencia natural. Estos análisis deben priorizarse en áreas donde los psitácidos enfrentan presiones adicionales sobre su conservación, como pérdida del hábitat natural o extracción ilegal para tráfico; así como también en zonas donde se reintroducen individuos recuperados del tráfico ilegal. Así mismo, es fundamental llevar a cabo pruebas moleculares y serológicas entre individuos recuperados del cautiverio para identificar aquellos con infecciones

agudas o crónicas y definir las mejores estrategias para su manejo y disposición final sin comprometer a las poblaciones silvestres receptoras (Choperena Palencia & Mancera-Rodríguez 2016).

Agradecimientos

Agradecemos a la convocatoria 757 de 2016 del Ministerio de Ciencia, Tecnología e Innovación de Colombia y al proyecto "Evaluación genómica y positividad a *Chlamydia psittaci* para la gestión de loros y guacamayas recuperados del tráfico en tres zonas de Colombia" de la Convocatoria Nacional para el Fomento de Alianzas Estratégicas Interdisciplinarias, por financiar este proyecto. También agradecemos al convenio de manejo de fauna COV-1906-88 de 2019 entre el Área Metropolitana del Valle de Aburrá, CORANTIOQUIA y la Universidad CES, a Juan Camilo Restrepo Llano por el apoyo en la ejecución de la fase de campo, a Alejandro Garces y Efrén Vahos por facilitar la logística del trabajo de campo; a César Álvarez, Paola Velásquez, Giovany Valencia, Sarita Suárez, Jhon Lezcano y Fernely Flórez por su valioso apoyo en la captura y muestreo de los loros y a Julián Marín y Cristina Úsuga por el apoyo en la elaboración de las pruebas ELISA.

Referencias

- Almberg, E. S., Cross, P. C., Dobson, A. P., Smith, D. W., & Hudson, P. J. 2012. Parasite invasion following host reintroduction: A case study of Yellowstone's wolves. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 367(1604), 2840–2851. <https://doi.org/10.1098/rstb.2011.0369>
- Andersen, A. A. 1996. Comparison of pharyngeal, fecal, and cloacal samples for the isolation of *Chlamydia psittaci* from experimentally infected cockatiels and turkeys. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 8(4), 448–450. <https://doi.org/10.1177/104063879600800407>
- Balsamo, G., Maxted, A. M., Midla, J. W., Murphy, J. M., Wohrle, R., Edling, T. M., Fish, P. H., Flammer, K., Hyde, D., Kutty, P. K., Kobayashi, M., Helm, B., Oiuulfstad, B., Ritchie, B. W., Stobierski, M. G., Ehnert, K., & Tully, T. N. 2017. Compendium of measures to control *Chlamydia psittaci* infection among humans (Psittacosis) and Pet Birds (Avian Chlamydiosis), 2017. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 31(3), 262–282. <https://doi.org/10.1647/217-265>
- Burnard, D., & Polkinghorne, A. 2016. Chlamydial infections in wildlife—conservation threats and/or reservoirs of ‘spill-over’ infections? *Veterinary Microbiology*, 196, 78–84. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2016.10.018>
- CFSPH & IICAB. 2009. *Psittacosis/Clamidiosis aviar*. <https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/psittacosis-es.pdf>
- Choisy, M., & Rohani, P. 2006. Harvesting can increase severity of wildlife disease epidemics. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 273(1597), 2025–2034. <https://doi.org/10.1098/rspb.2006.3554>

- Choperena Palencia, M. C., & Mancera-Rodríguez, N. J. 2016. Lineamientos para el seguimiento y monitoreo post-liberación de fauna silvestre rehabilitada. *Actualidad y Divulgación Científica*, 19(2), 411–424.
- Chu, J., Zhang, Q., Zhang, T., Han, E., Zhao, P., Khan, A., He, C., & Wu, Y. 2016. *Chlamydia psittaci* infection increases mortality of avian influenza virus H9N2 by suppressing host immune response. *Scientific Reports*, 6. <https://doi.org/10.1038/srep29421>
- Daut, E. F., Lahodny, G., Peterson, M. J., & Ivanek, R. 2016. Interacting effects of newcastle disease transmission and illegal trade on a wild population of white-winged parakeets in Peru: A modeling approach. *PLoS ONE*, 11(1), 1–29. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0147517>
- de Freitas Raso, T., Seixas, G. H. F., Guedes, N. M. R., & Pinto, A. A. 2006. *Chlamydia psittaci* in free-living Blue-fronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) and Hyacinth macaws (*Anodorhynchus hyacinthinus*) in the Pantanal of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Veterinary Microbiology*, 117(2–4), 235–241. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2006.06.025>
- de Kloet, A. H., Kerski, A., & de Kloet, S. R. 2011. Diagnosis of avian bornavirus infection in psittaciformes by serum antibody detection and reverse transcription polymerase chain reaction assay using feather calami. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 23(3), 421–429. <https://doi.org/10.1177/1040638711403406>
- Deem, S. L., Noss, A. J., Cuéllar, R. L., & Karesh, W. B. 2005. Health evaluation of free-ranging and captive blue-fronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) in the Gran Chaco, Bolivia. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 36(4), 598–605. <https://doi.org/10.1638/04094.1>
- Dusek, R. J., Justice-Allen, A., Bodenstern, B., Knowles, S., Grear, D. A., Adams, L., Levy, C., Yaglom, H. D., Shearn-Bochsler, V. I., Ciembar, P. G., Gregory, C. R., Pesti, D., & Ritchie, B. W. 2018. *Chlamydia psittaci* in feral rose-faced lovebirds (*Agapornis roseicollis*) and other backyard birds in Maricopa County, Arizona, USA. *Journal of Wildlife Diseases*, 54(2), 248–260. <https://doi.org/10.7589/2017-06-145>
- Ehricht, R., Slickers, P., Goellner, S., Hotzel, H., & Sachse, K. 2006. Optimized DNA microarray assay allows detection and genotyping of single PCR-amplifiable target copies. *Molecular and Cellular Probes*, 20(1), 60–63. <https://doi.org/10.1016/j.mcp.2005.09.003>
- Elwell, C., Mirrashidi, K., & Engel, J. 2016. *Chlamydia* cell biology and pathogenesis. *Nature Reviews Microbiology*, 14(6), 385–400. <https://doi.org/10.1038/nrmicro.2016.30>
- Gilardi, K. V., Lowenstine, L. J., Gilardi, J. D., & Munn, C. A. 1995. A survey for selected viral, chlamydial, and parasitic diseases in wild dusky-headed parakeets (*Aratinga weddellii*) and tui parakeets (*Brotogeris sanctithomae*) in Peru. *Journal of Wildlife Diseases*, 31(4), 523–528. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-31.4.523>
- Guisao-Betancur, A., Gómez Déniz, L., & Marulanda-Tobón, A. 2024. Forest/Nonforest Segmentation Using Sentinel-1 and -2 Data Fusion in the Bajo Cauca Subregion in Colombia. *Remote Sensing*, 16(1), 1–23. <https://doi.org/10.3390/rs16010005>
- Harkinezhad, T., Geens, T., & Vanrompay, D. 2009. *Chlamydia psittaci* infections in birds: A review with emphasis on zoonotic consequences. *Veterinary Microbiology*, 135(1–2), 68–77. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2008.09.046>
- Hogan, R. J., Mathews, S. A., Mukhopadhyay, S., Summersgill, J. T., & Timms, P. 2004. Chlamydial Persistence: Beyond the Biphasic Paradigm. *Infection and Immunity*, 72(4), 1843–1855. <https://doi.org/10.1128/IAI.72.4.1843-1855.2004>
- Hogerwerf, L., De Gier, B., Baan, B., & Van Der Hoek, W. 2017. *Chlamydia psittaci* (psittacosis) as a cause of community-acquired pneumonia: A systematic review and meta-analysis. *Epidemiology and Infection*, 145(15), 3096–3105. <https://doi.org/10.1017/S0950268817002060>
- Kakehashi, M. 1996. Populations and infectious diseases: Dynamics and evolution. *Researches on Population Ecology*, 38(2), 203–210. <https://doi.org/10.1007/BF02515728>
- Mancera Rodríguez, N. J., & Reyes García, O. 2008. Comercio de fauna silvestre en Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 61(2), 4618–4645.
- Martcheva, M., Tuncer, N., & Kim, Y. 2017. On the principle of host evolution in host–pathogen interactions. *Journal of Biological Dynamics*, 11, 102–119. <https://doi.org/10.1080/17513758.2016.1161089>
- Melbourne, B. A., & Hastings, A. 2008. Extinction risk depends strongly on factors contributing to stochasticity. *Nature*, 454(7200), 100–103. <https://doi.org/10.1038/nature06922>
- Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible. 2012. *Estrategia nacional para la prevención y control del tráfico ilegal de especies silvestres: Diagnóstico y plan de acción ajustado*.
- Monsalve, S., Miranda, J., & Mattar, S. 2011. Primera evidencia de circulación de *Chlamydia psittaci* en Colombia: posible riesgo de salud pública. *Revista de Salud Pública*, 13(2), 314–326.
- Pacheco, B. L. B., Nogueira, C. P., & Venancio, E. J. 2023. IgY Antibodies from Birds: A Review on Affinity and Avidity. *Animals*, 13(19), 1–13. <https://doi.org/10.3390/ani1319130>
- Padilla, L. R., Santiago-Alarcon, D., Merkel, J., Miller, R. E., & Parker, P. G. 2004. Survey for *Haemoproteus* spp., *Trichomonas gallinae*, *Chlamydia psittaci*, and *Salmonella* spp. in Galapagos Islands columbiformes. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 35(1), 60–64. <https://doi.org/10.1638/03-029>
- Pannekoek, Y., Dickx, V., Beeckman, D. S. A. B., Jolley, K. A., Keijzers, W. C., Vretou, E., Maiden, M. C. J. M., Vanrompay, D., & van der Ende, A. 2010. Multi locus

- sequence typing of *Chlamydia* reveals an association between *Chlamydia psittaci* genotypes and host species. *PLoS ONE*, 5(12), 1–9. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0014179>
- Radomski, N., Einkenkel, R., Anne, M., & Knittler, M. R. 2016. Chlamydia-host cell interaction not only from a bird's eye view: some lessons from *Chlamydia psittaci*. *FEBS Letters*, 590, 3920–3940. <https://doi.org/10.1002/1873-3468.12295>
- Restrepo-Rodas, D. C., & Pulgarin, P. 2017. Dinámicas de los loros en cautiverio en Colombia: tráfico, mortalidad y liberación. *Ornitología Colombiana*, 16, eA06-6.
- Ribas, J. M., Sipinski, E. A. B., Serafini Pereira, P., Lindmayer Ferreira, V., de Freitas Raso, T., & Pinto, A. A. 2014. *Chlamydia psittaci* assessment in threatened red-tailed Amazon (*Amazona brasiliensis*) parrots in Paraná, Brazil. *Ornithologia*, 6(2), 144–147.
- Ribeiro, V., Silva Guedes, L. B., Santos Cavalcante, W., & Caparroz, R. 2013. Prevalence of *Chlamydia* in free-living birds in Distrito Federal, Brazil. *Revista Brasileira de Ornitologia*, 21(2), 114–119.
- Romero-Vidal, P., Hiraldo, F., Rosseto, F., Blanco, G., Carrete, M., & Tella, J. L. 2020. Opportunistic or non-random wildlife crime? Attractiveness rather than abundance in the wild leads to selective parrot poaching. *Diversity*, 12(8), 1–20. <https://doi.org/10.3390/D12080314>
- Ruiz-Laiton, A., Molano-Ayala, N., García-Castiblanco, S., Puentes-Orozco, A. M., Falla, A. C., Camargo, M., Roa, L., Rodríguez-López, A., Patarroyo, M. A., & Avendaño, C. 2022. The prevalence of *Chlamydia psittaci* in confiscated Psittacidae in Colombia. *Preventive Veterinary Medicine*, 200. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2022.105591>
- Sachse, K., Hölzer, M., Vorimore, F., Barf, L. M., Sachse, C., Laroucau, K., Marz, M., & Lamkiewicz, K. 2023. Genomic analysis of 61 *Chlamydia psittaci* strains reveals extensive divergence associated with host preference. *BMC Genomics*, 24(1), 1–17. <https://doi.org/10.1186/s12864-023-09370-w>
- Sachse, K., Laroucau, K., & Vanrompay, D. 2015. Avian Chlamydiosis. *Current Clinical Microbiology Reports*, 2(1), 10–21. <https://doi.org/10.1007/s40588-014-0010-y>
- Sanchez-Cuervo, A. M., & Aide, T. M. 2013. Identifying hotspots of deforestation and reforestation in Colombia (2001-2010): Implications for protected areas. *Ecosphere*, 4(11). <https://doi.org/10.1890/ES13-00207.1>
- Santos, F., Leal, D. C., Raso, T. F., Souza, B. M. P. S., Cunha, R. M., Martinez, V. H. R., Barrouin-Melo, S. M., & Franke, C. R. 2014. Risk factors associated with *Chlamydia psittaci* infection in psittacine birds. *Journal of Medical Microbiology*, 63, 458–463. <https://doi.org/10.1099/jmm.0.060632-0>
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. 2020. Anuario estadístico del sector agropecuario en el departamento de Antioquia - 2019. In *Gobernación de Antioquia*.
- Stagegaard, J., Bruslund, S., & Lierz, M. 2017. Could introducing confiscated parrots to zoological collections jeopardise conservation breeding programmes? *Bird Conservation International*, February, 1–6. <https://doi.org/10.1017/S0959270917000338>
- Stokes, H. S., Berg, M. L., & Bennett, A. T. D. 2021. A review of chlamydial infections in wild birds. *Pathogens*, 10(8). <https://doi.org/10.3390/pathogens10080948>
- Sukon, P., Nam, N. H., Kittipreeya, P., Sara-in, A., Wawilai, P., Inchuai, R., & Weerakhun, S. 2021. Global prevalence of chlamydial infections in birds: A systematic review and meta-analysis. *Preventive Veterinary Medicine*, 192(July 2020), 105370. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2021.105370>
- Tolba, H. M. N., Abou Elez, R. M. M., & Elsohaby, I. 2019. Risk factors associated with *Chlamydia psittaci* infections in psittacine birds and bird handlers. *Journal of Applied Microbiology*, 126(2), 402–410. <https://doi.org/10.1111/jam.14136>
- Vanrompay, D. 2019. Avian chlamydiosis. In *Diseases of Poultry* (pp. 1086–1107). <https://doi.org/10.1002/9781119371199.ch24>
- Vaz, F. F., Sipinski, E. A. B., Seixas, G. H. F., Prestes, N. P., Martinez, J., & Raso, T. F. 2021. Molecular survey of pathogens in wild amazon parrot nestlings: Implications for conservation. *Diversity*, 13(6), 1–9. <https://doi.org/10.3390/d13060272>
- West, A. 2011. A Brief Review of *Chlamydia psittaci* in Birds and Humans. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 20(1), 18–20. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2010.11.006>
- Zhang, X., Calvert, R. A., Sutton, B. J., & Doré, K. A. 2017. IgY: a key isotype in antibody evolution. *Biological Reviews*, 92(4), 2144–2156. <https://doi.org/10.1111/brv.12325>
- Zweifel, D., Hoop, R., Sachse, K., Pospischil, A., & Borel, N. 2009. Prevalence of *Chlamydia psittaci* in wild birds-potential risk for domestic poultry, pet birds, and public health? *European Journal of Wildlife Research*, 55(6), 575–581. <https://doi.org/10.1007/s10344-009-0275-2>

Ana Cristina Fernández-Salazar

Grupo de Investigación, Ecología y Conservación de Fauna Silvestre, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Antioquia, Colombia.

ORCID: 0009-0000-1239-747X

Joan Gastón Zamora-Abrego

Grupo de Investigación, Ecología y Conservación de Fauna Silvestre, Universidad Nacional de Colombia, La Paz, Cesar, Colombia.

ORCID: 0000-0003-2904-4077

Detección de *Chlamydia psittaci* en loros silvestres (*Amazona spp.*) en el Bajo Cauca, Colombia.

Conservación Colombiana 30 (1). Julio 2025

ISSN 1900-1592

<https://revista.proaves.org>

Citación del artículo: Fernández-Salazar, A. C., Zamora-Abrego, J. G. 2025. Detección de *Chlamydia psittaci* en

loros silvestres (*Amazona spp.*) en el Bajo Cauca, Colombia. *Conservación Colombiana*, 30(1), 101-109 pp.
<https://doi.org/10.54588/cc.2025v30n1a10>