



UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS
ESCUELA DE CIENCIAS VETERINARIAS

EVALUACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Campylobacter* spp. EN PICHONES DE COTORRA ARGENTINA (*Myiopsitta monachus*) RECOLECTADOS DURANTE 2017 y 2018 EN SANTIAGO, CHILE.

Catalina Chappuzeau Roldán

Memoria para optar al Título
Profesional de Médico
Veterinario
Departamento de Medicina
Preventiva Animal

PROFESOR GUÍA: CRISTÓBAL BRICEÑO URZÚA
Universidad de Chile

Proyecto FONDECYT Iniciación N° 11160852

SANTIAGO, CHILE

2020

RESUMEN

La cotorra argentina es una especie invasora que se ha establecido exitosamente en Chile. Es considerada plaga incluso en su distribución nativa debido principalmente a la pérdida económica que provoca al sector agrícola, pero poco se sabe sobre su estatus sanitario y el riesgo que puede representar para la salud humana y animal en nuestro territorio. Uno de los patógenos de importancia para la salud pública que pueden portar las aves es *Campylobacter* spp. Por esta razón se evaluó su presencia mediante PCR, en contenido intestinal de 200 pichones de cotorra argentina, recolectados de la ciudad de Santiago durante 2017 y 2018. Los resultados fueron negativos para todas las muestras, coincidiendo con lo que sugiere la literatura revisada, que esta bacteria es de baja prevalencia en psitácidas. Sin embargo, se requiere evaluar la metodología utilizada para confirmar estos resultados.

Palabras clave: cotorra argentina, especie invasora, *Campylobacter*, zoonosis, *Myiopsitta monachus*.

ABSTRACT

The monk parakeet is an invasive species that has successfully established in Chile. It is considered a plague even within its native distribution, mainly due to the economic losses it causes to agriculture, but little is known about its sanitary status and the risk it can pose to human and animal health. One pathogen of importance for public health that birds can host is *Campylobacter* spp. For this reason its presence was evaluated by PCR in intestinal content of 200 monk parakeet chicks, collected from the city of Santiago during 2017 and 2018. The results were negative for all tested samples, agreeing with revised literature; that these bacteria are in low prevalence in psittacine birds. However, further evaluation of the methodology is required to confirm these results.

Keywords: monk parakeet, invasive species, *Campylobacter*, zoonotic disease, *Myiopsitta monachus*.

INTRODUCCIÓN

Las especies exóticas invasoras son una de las mayores amenazas para la biodiversidad a nivel mundial (Didham *et al.*, 2005) y están ligadas a la emergencia de enfermedades, que pueden afectar la salud tanto humana, como de otros animales (Keesing *et al.*, 2010).

La cotorra argentina, *Myiopsitta monachus*, es un loro gregario que habita naturalmente en Argentina, Bolivia, Brasil, Paraguay y Uruguay. Es la única especie psitácida capaz de construir sus propios nidos, lo que junto con su gran tolerancia al ambiente y estrategias reproductivas, que resultan en elevadas tasas de crecimiento poblacional, la convierte en una especie altamente invasora (MacGregor-Fors *et al.*, 2011). Debido a su extendida popularidad como mascota y la liberación accidental e intencional por parte de los propietarios, se ha introducido y asilvestrado en diversos países alrededor del mundo.

En Chile, esta cotorra se ha establecido exitosamente en zonas urbanas y rurales entre las regiones de Tarapacá y Los Lagos (Tala *et al.*, 2005). Es considerada como perjudicial desde el año 1998 por el SAG, en el Reglamento de la Ley de Caza N°19.473, al ser una especie que puede perturbar el equilibrio ecológico y la conservación del patrimonio ambiental.

Ha sido declarada plaga en algunos países por producir importantes mermas en cultivos de cereales y frutales, y por dañar las líneas de transmisión eléctrica al construir en ellas sus nidos (Canavelli *et al.*, 2012), los que al ser voluminosos y pesados representan por sí mismos un peligro si llegan a caer. Además, las aves psitácidas pueden portar y transmitir una variedad de agentes patógenos tanto a otros animales como a los humanos, siendo un riesgo sanitario para las personas, la industria avícola y la fauna silvestre nativa (Runde *et al.*, 2007). Sin embargo, la información referente al impacto que pueda estar causando la cotorra argentina como especie invasora en Chile es escasa, especialmente en lo que respecta a aspectos epidemiológicos. Su interacción con otras aves introducidas representa un riesgo de transmisión de agentes zoonóticos, especialmente para las poblaciones más inmunosusceptibles (Briceño *et al.*, 2017).

Una enfermedad zoonótica de relevancia que pueden transmitir las aves es la campilobacteriosis. Representa la mayor causa de patologías gastroentéricas en el mundo, causada por las bacterias del género *Campylobacter* spp., principalmente las especies termotolerantes *C. jejuni* y *C. coli* (OIE, 2017), que suelen ser parte normal de la flora intestinal de varias especies de aves, las cuales son portadoras y diseminan la bacteria intermitentemente en sus heces (Brangenberg *et al.*, 2003). La enfermedad en humanos cursa de manera aguda con diarrea, fiebre y pérdida de peso, normalmente es autolimitante y no deja secuelas, pero en raros casos puede ocasionar neuropatías periféricas, como el síndrome de Guillain-Barré (Humphrey *et al.*, 2007). Su incidencia ha aumentado mundialmente en los últimos 10 años, tanto en países en vías de desarrollo como desarrollados, representando un desafío para la salud pública (Dipineto *et al.*, 2017). Asimismo, su resistencia a antimicrobianos se encuentra en aumento (WHO, 2001), situación que se repite en Chile (García *et al.*, 2009). Por esto, la relevancia y complejidad médica de la campilobacteriosis probablemente sea más significativa a futuro.

Se ha aislado *Campylobacter* spp. desde psitácidas tanto domésticas como silvestres (Tresierra- Ayala y Bendayan, 1998), aunque no existe información sobre su presencia en *M. monachus*. En Chile sí se describe esta bacteria en aves silvestres (Fernández *et al.*, 1996), mascotas y aves urbanas (Fernández 1988; Fernández y Martín, 1991; Fernández *et al.*, 1994), por lo que existe la posibilidad de transmisión entre estas fuentes y la cotorra argentina, dado que conviven en el mismo entorno.

Por estos motivos y debido a la falta de información en Chile sobre el estado sanitario de la cotorra argentina y su impacto como especie invasora, se propone evaluar la presencia de *Campylobacter* spp. mediante PCR a partir de contenido intestinal de pichones de cotorra capturadas en diferentes comunas de Santiago.

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

La cotorra argentina como especie invasora

Las especies exóticas invasoras son una de las mayores amenazas para la biodiversidad (Didham *et al.*, 2005), siendo reconocidas como uno de los principales factores del cambio mundial producido por el ser humano, alterando el ecosistema y sus servicios, lo cual tiene repercusiones en la salud global (Mazza *et al.*, 2013; Shackleton *et al.*, 2018). Estas especies pueden competir, depredar, desplazar o hibridar con especies nativas, modificar su hábitat y actuar como reservorios o vectores de patógenos (Capdevila-Argüelles *et al.*, 2013); estando por ello, ligadas a la emergencia de patógenos, con el potencial de afectar la salud de otras especies animales, incluyendo al ser humano (Keesing *et al.*, 2010). Así, las especies invasoras representan un desafío para la salud pública.

La cotorra argentina (*Myiopsitta monachus*), es un loro gregario originario de zonas templadas y subtropicales de Sudamérica, que se distribuye naturalmente en Argentina, Bolivia, Brasil, Paraguay y Uruguay (Stafford, 2003). Su alimentación es de tipo generalista, adaptándose según la disponibilidad de recursos (Tayleur, 2010). Es una especie monógama, pero la cría de pichones puede darse de manera cooperativa (Tayleur, 2010). Es la única especie de psitácida capaz de construir sus propios nidos, que pueden llegar a medir un metro de diámetro y pesar más de 200 kg (Burger y Gochfeld, 2005). Éstos consisten en un conjunto de cámaras fabricadas con ramas y palos, que son utilizadas durante todo el año por una pareja o grupo de cotorras, formando colonias de altas densidades (Tayleur, 2010). Se ha descrito que algunas especies de aves emplean los nidos de *M. monachus* para anidar o refugiarse (De Lucca *et al.*, 1992; Briceño *et al.*, 2019). La densidad de cotorras es mayor en áreas urbanas y suburbanas, considerándose una especie sinantrópica, posiblemente debido a que los centros urbanos actúan como islas de calor y como una mayor fuente de posibles escapes de la cotorra (Strubbe y Matthysen, 2009). Asimismo, la flora exótica de este entorno provee alimento y sitios de nidificación (Runde *et al.*, 2007). Finalmente, la gran adaptabilidad y tolerancia a perturbaciones antrópicas de esta especie, sumado a su estrategia de reproducción cooperativa, son características que

resultan en altas tasas de crecimiento poblacional, convirtiéndola en una exitosa invasora (MacGregor-Fors *et al.*, 2011).

Debido a su popularidad como mascota, y la liberación accidental e intencional por parte de los propietarios, *M. monachus* se ha asilvestrado en diversas regiones alrededor del mundo, entre ellas Estados Unidos, Puerto Rico, Canadá, Francia, Alemania, Suiza, España, Portugal, Kenya, Japón, Italia, Israel y México (MacGregor-Fors *et al.*, 2011). En Chile, esta cotorra se ha establecido exitosamente, dispersándose por el país a partir de las primeras colonias naturalizadas a inicios de los años 80 en la zona oriente de Santiago (Iriarte *et al.*, 2005), encontrándose actualmente colonias en zonas urbanas y rurales entre las regiones de Tarapacá y Los Lagos. En Chile, se ha observado que las cotorras prefieren anidar en araucarias brasileñas (*Araucaria angustifolia*), palmeras y eucaliptos, sobre los 10 metros de altura (Tala *et al.*, 2005). Su importación está prohibida y se considera una especie perjudicial por el SAG según el Reglamento de la Ley de Caza N°19.473 desde el año 1998.

Las cotorras argentinas representan una amenaza para la agricultura al alimentarse de frutos, flores y brotes de cultivos, siendo consideradas plaga incluso en su distribución nativa (Canavelli *et al.*, 2012). En Chile se encuentran mayormente en zonas urbanas, donde sus nidos son un peligro si llegan a caer. En otros países suelen ocasionar daños en los tendidos de transmisión eléctrica al nidificar en ellos, produciendo incendios y apagones resultando en costos significativos de reparación y mantenimiento (Newman *et al.*, 2004). En relación a sus interacciones ecológicas, las cotorras pueden desplazar especies nativas, ya que se ha reportado su comportamiento agresivo hacia otras aves (McGregor-Fors *et al.*, 2011; Briceño *et al.*, 2019), como además es posible que compitan por alimento (Gómez de Silva *et al.*, 2005; Tayleur, 2010). También pueden actuar como diseminadoras de semillas, facilitando la expansión de especies vegetales exóticas (Strubbe *et al.*, 2011). Concerniente al ámbito sanitario, las psitácidas pueden portar y transmitir enfermedades bacterianas y virales a otros animales y humanos (Runde *et al.*, 2007), como psitacosis, enfermedad de Newcastle e influenza aviar, siendo un riesgo sanitario para la industria avícola y fauna silvestre nativa (Gómez de Silva *et al.*, 2005; Menchetti y Mori, 2014). Su interacción con

otras aves introducidas representa un riesgo de transmisión de agentes zoonóticos, especialmente para la población más inmunosusceptible, aunque existe escasa información referente al impacto de *M. monachus* como especie invasora en Chile, principalmente en lo que respecta a aspectos epidemiológicos (Briceño *et al.*, 2017).

¿Por qué evaluar la presencia de *Campylobacter* spp. en la cotorra argentina?

La campilobacteriosis es una enfermedad infecciosa que pueden transmitir las aves a los humanos y a otros animales. Es la causa más común de patologías gastroentéricas, principalmente originada por las especies termotolerantes *Campylobacter coli* y *C. jejuni*, aunque también por otras especies emergentes de *Campylobacter* spp. (OIE, 2017; Moghaddam *et al.*, 2013). Su incidencia ha aumentado en los últimos 10 años, tanto en países desarrollados como en vías de desarrollo (Dipineto *et al.*, 2017). Se describen 32 especies de *Campylobacter* (Chlebicz y Slizewska, 2018), las cuales son bacilos Gram-negativos y no forman esporas. La mayoría son microaerofílicas, y algunas especies requieren condiciones anaeróbicas para desarrollarse (Kaakoush *et al.*, 2015). Es una bacteria fastidiosa de cultivar por sus requerimientos especiales y su lento crecimiento, por ende tiende a subreportarse (Debruyne *et al.*, 2008); particularmente en el Reino Unido se estima que cada caso reportado representa 9,3 más (Pitkanen y Hanninen, 2015). Además, los esfuerzos de vigilancia y control de la enfermedad son limitados al ser una enfermedad raramente fatal y ocurrir pocos brotes epidémicos (WHO, 2001). En Chile es agente sujeto a vigilancia de laboratorio, según el Decreto N°7/2020 del Reglamento sobre Notificación de Enfermedades Transmisibles de Declaración Obligatoria y su Vigilancia, sin embargo, la notificación al Instituto de Salud Pública (ISP) es baja, por lo que no existen cifras oficiales sobre la prevalencia en nuestro país (Di Pillo y Sotomayor, 2017); aunque se estima una prevalencia 9,2 a 14,1% de los casos de gastroenteritis (Fernández, 2011), y una tasa de incidencia de 0,1 a 0,6 casos por cada 100.000 habitantes (ACHIPIA, 2017).

Se ha aislado *Campylobacter* spp. de un amplio rango de animales y ambientes, siendo el consumo de agua y alimentos contaminados la principal fuente de infección para humanos (Devleeschauwer *et al.*, 2017). El cuadro clínico en humanos cursa con diarrea acuosa o sanguinolenta, fiebre, y dolor abdominal, desarrollado entre 24 y 72 horas post ingestión

(Cantas y Suer, 2014). Suele ser autolimitante, pero en 0,4 a 4 casos de 100.000 puede desencadenar neuropatías periféricas, en forma de los síndromes de Guillain–Barré y Miller–Fisher (Humphrey *et al.*, 2007) y artritis reactiva en el 1% a 5% de los casos (Pitkanen y Hanninen, 2017). La camplobacteriosis es más prevalente en niños de uno a cuatro años, en adultos jóvenes y viajeros internacionales, presentándose de forma esporádica en brotes epidémicos (Acha y Szyfres, 2001). En los países en vías de desarrollo, la infección suele limitarse a infantes, sugiriendo que la exposición a edades tempranas puede producir inmunidad protectora, resultando en portadores asintomáticos (Kaakoush *et al.*, 2015). Esta enfermedad genera costos asociados a la industria alimentaria, a la salud humana y a su vigilancia y control epidemiológico (Humphrey *et al.*, 2007; Devleeschauwer *et al.*, 2017).

Las aves son un importante reservorio de *Campylobacter* spp. (Tresierra-Ayala y Bendayan, 1998; Yogasundram *et al.*, 1989), siendo posible la transmisión zoonótica a los humanos (De Luca *et al.*, 2018). Estas bacterias son parte normal de la flora intestinal de varias especies (Kapperud y Rosef, 1984) colonizando principalmente el ciego (Lacharme-Lora, 2017) y pudiendo ser excretadas por individuos clínicamente sanos, de forma intermitente en sus deposiciones (Dipineto *et al.*, 2017; Brangenberg *et al.*, 2003). La temperatura corporal relativamente alta de las aves favorece el crecimiento de *Campylobacter* termotolerantes en su tracto digestivo y las aves silvestres pueden actuar como diseminadoras de este agente infeccioso (Tresierra- Ayala y Bendayan, 1998). Se ha aislado *Campylobacter* spp. de psitácidas domésticas y silvestres (Tresierra-Ayala *et al.*, 1995, Tresierra- Ayala y Bendayan, 1998; Yogasundram *et al.*, 1989). Aunque se describe baja prevalencia en loros solitarios, se debe evaluar si esto difiere en animales que vivan de forma gregaria (Yogasundram *et al.*, 1989), ya que, si los individuos conviven en grupos grandes y en un área relativamente pequeña, el riesgo de encuentro e infección aumenta (Broman *et al.*, 2000). Es por esto que resulta de interés investigar la presencia de *Campylobacter* spp. en una especie altamente social como *M. monachus*, y dada su condición sinantrópica, el impacto que podría generar sobre la salud humana en la ciudad.

Se ha descrito la presencia de *Campylobacter* spp. resistente a antimicrobianos como tetraciclina y ciprofloxacino en psitácidas y otras aves mantenidas en cautiverio (Moghaddam *et al.*, 2013; Dipineto, *et al.*, 2017), lo que implica un riesgo de traspaso de bacterias resistentes hacia los humanos y el medio ambiente. En Chile, se han aislado *Campylobacter* termotolerantes en heces de perros, gatos y aves urbanas introducidas como la paloma (*Columba livia*) y el gorrión (*Passer domesticus*) (Fernández y Martín, 1991; Fernández 1988; Fernández *et al.*, 1994; Fernández *et al.*, 1996), especies que, al compartir el entorno urbano con las cotorras argentinas, representan una posible fuente de transmisión de *Campylobacter* spp. entre ellas y hacia el ser humano.

Por estas razones surge la necesidad de investigar la presencia de *Campylobacter* spp. en *M. monachus* en Chile, lo que permitirá seguir generando conocimiento en torno a esta especie invasora, sentando bases científicas acerca de su estado sanitario en el país que permitan tomar decisiones informadas a futuro sobre su manejo o control, si es que se requiere.

HIPÓTESIS

Dado que las aves son un importante reservorio de *Campylobacter* spp., que las psitácidas pueden ser portadoras y que se ha descrito la presencia de esta bacteria en poblaciones de aves con las cuales la cotorra argentina interactúa en zonas urbanas en Chile, habrá presencia de *Campylobacter* spp. en muestras de contenido intestinal de pichones de *M. monachus*.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar la presencia de *Campylobacter* spp. con la técnica de PCR, en contenido intestinal de pichones de cotorra argentina en diferentes comunas de la Región Metropolitana.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Evaluar la presencia de *Campylobacter* spp. en contenido intestinal de pichones de cotorra argentina mediante PCR.
2. Determinar la especie de *Campylobacter* spp. (*C. coli* o *C. jejuni*) en caso de encontrarse el género, mediante PCR.

MATERIALES Y MÉTODOS

Esta investigación se enmarca dentro del Proyecto FONDECYT Iniciación N° 11160852 *An integral approach to assess the impact of monk parakeets in Santiago: Ecological and public health implications of a neglected invasive species in Chile.*

Obtención de las muestras

Se decidió realizar el estudio en pichones de cotorra argentina en vez de individuos adultos, debido a la mayor facilidad de captura y a una mejor representatividad de cada zona dado su prácticamente nulo desplazamiento. Se obtuvieron 100 muestras de pichones del año 2017 y 100 más del año 2018, de 24 comunas de la ciudad de Santiago, Chile, con la autorización del SAG Metropolitano, y las certificaciones tanto del Comité de Bioética Animal como del Comité de Bioseguridad de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias de la Universidad de Chile (FAVET; adjuntos en anexos). Asimismo, se contó con el permiso y el apoyo de cada municipalidad con la que se trabajó, las que fueron La Pintana, Ñuñoa, Pirque, Talagante, Estación Central, Renca, Vitacura, Conchalí, Huechuraba, Independencia, La Cisterna, Las Condes, La Florida, La Granja, La Reina, Macul, Maipú, Puente Alto, Peñalolén, Providencia, Recoleta, Santiago, San Bernardo y San Miguel.

Para conseguir los puntos de muestreo, en primera instancia se contó con una base de datos proporcionada por el SAG de zonas con árboles con nidos de cotorra. Posteriormente se trabajó en una ampliación y actualización de dicha información mediante un trabajo de comunicación con cada municipalidad y búsqueda activa de nidos en terreno. La captura de pichones se realizó a partir de nidos de árboles previamente muestreados e ingresados a la base de datos generada por el equipo de trabajo, considerando para cada árbol características como la especie, estado sanitario, manejos, diámetro de copa, altura del árbol y presencia de cuerpos de agua, entre otras. Se consideró a cada árbol como una unidad de muestreo.

Para recolectar los pichones desde los nidos, se utilizó un brazo articulado tipo *spider*. Para trabajar en altura se contó con un curso de trabajo vertical y con las medidas de seguridad y

bioseguridad necesarias, manteniéndose siempre un perímetro de seguridad vial y peatonal en el área de trabajo. Antes de sacar los pichones de los nidos, se verificó su presencia mediante un videoscopio, para luego acceder a ellos ampliando la entrada de las cámaras con tijeras podadoras y poder alcanzarlos manualmente. Se recolectaron dos pichones por nido, transportándolos separadamente según el nido en cajas plásticas ventiladas. Al finalizar la jornada de trabajo, se trasladaron los pichones a las instalaciones del Laboratorio de Patología Aviar de FAVET, donde fueron sacrificados por personal calificado mediante decapitación para proseguir con la necropsia y obtener las muestras necesarias para el Proyecto, incluyendo las muestras de contenido intestinal, las cuales se tomaron de forma estéril directamente desde intestino y se preservaron en etanol 70°. Con estas muestras se formaron 36 *pooles* de 5 muestras cada uno, 1 *pool* de 3 muestras, y se dejaron 24 muestras para analizar de forma individual debido a su escasa cantidad. Luego se sometieron a extracción de ADN utilizando el protocolo standard del kit NucleoSpin®, y finalmente se procedió a la detección de *Campylobacter* spp. mediante PCR. No se realizó cultivo para este fin, ya que dados los requerimientos especiales para el crecimiento de *Campylobacter* spp., éste resulta en un alto porcentaje de falsos negativos, siendo más sensible la prueba de PCR (Buss *et al.*, 2019).

Detección de *Campylobacter* spp.

Para realizar la técnica de PCR, se siguió el Protocolo de la Unidad de Salud Pública del Laboratorio de Medicina Preventiva de FAVET. Éste se basa en los métodos sugeridos por Inglis y Kalischuk, 2003, para amplificar y detectar un fragmento del gen 16S ARNr específico del género *Campylobacter* spp.; y el de Linton *et al.*, 1997, para la detección de los genes de Hipuricasa y Aspartoquinasa, específicos de las especies *C. jejuni* y *C. coli*, respectivamente. Los partidores utilizados en la reacción se describen en la Tabla 1. Como controles positivos se tomaron 2 muestras positivas de *C. coli* y 2 de *C. jejuni* del mismo Laboratorio, y como control negativo, agua destilada libre de nucleasas. Los reactivos para la reacción del PCR se detallan en la Tabla 2.

Se preparó la mezcla de reacción en un tubo Eppendorf de 1,5 mL utilizando el volumen necesario de cada reactivo para distribuir a las muestras y además a los controles,

agregando primero el agua para PCR libre de nucleasas, y después el resto de los reactivos, dejando para el final la Taq polimerasa. Posteriormente se dispensó la mezcla a cada uno de los tubos de PCR de 0,2 mL conteniendo el ADN extraído y los controles. Luego de centrifugar los tubos por 5-10 segundos, se colocaron los tubos en el termociclador para el proceso de amplificación, según el programa detallado en la Tabla 3. La observación de los productos obtenidos del PCR se realizó mediante electroforesis en gel de agarosa al 2%, a 100V por 50 minutos, usando un Buffer TAE 1X y un estándar de peso molecular de 100 pares de base. Para la tinción del gel se utilizó Gel Red o Bromuro de etidio y se visualizaron los resultados bajo luz ultravioleta.

RESULTADOS

Los *pools* formados con las muestras del año 2017 se enumeran del 1 al 17, y los del 2018 del 18 hasta el 37, lo que se detalla en la Tabla 4. Hubo 24 muestras que debieron ser analizadas de forma individual debido a su escasa cantidad (Tabla 5).

Los resultados de PCR para *Campylobacter* spp. fueron negativos en primera instancia para todos los *pools* y muestras individuales analizados, por lo que se repitió el proceso de extracción de ADN y luego PCR, confirmándose los mismos resultados (Tabla 6), por lo que la hipótesis no se cumplió.

DISCUSIÓN

Se ha sugerido que la colonización por *Campylobacter* spp. en psitácidas es poco frecuente (Bulbow *et al.*, 2017), lo que conlleva una baja prevalencia en esta familia (Yogasundram *et al.*, 1989). Sólo en dos artículos de toda la bibliografía revisada se detectó *Campylobacter* termotolerantes en psitácidas silvestres, siendo el grupo taxonómico estudiado que presentaba la menor prevalencia (Tresierra-Ayala *et al.*, 1995; Tresierra-Ayala y Bendayan, 1998). Esto puede deberse a que los hábitos alimenticios de las psitácidas, específicamente de las cotorras argentinas, consisten principalmente en materia vegetal fresca (Aramburú y Corbalán, 2000) obteniéndola mayormente de arbustos y árboles en ambientes urbanos (Di Santo *et al.*, 2013); a diferencia de gaviotas (Laridae) y cuervos (Corvidae), quienes en este mismo entorno, suelen alimentarse de desechos y

sobras de origen antrópico, conllevando una mayor infección y prevalencia de *Campylobacter* spp. en esos grupos (Keller y Shriver, 2014).

La edad de los pichones de cotorra argentina analizados podría ser un factor que influyera en la negatividad de los resultados, ya que se describe la presencia de anticuerpos maternos protectivos hasta los 14 días de vida en pollos Broiler (Newell y Fearnley, 2003), los que podrían tener un efecto de disminución de la colonización y carga bacteriana de *Campylobacter* spp. en el intestino de las aves (Lacharme-Lora *et al.*, 2017). Aunque en el presente estudio se incluyeron pichones en variadas etapas de desarrollo, desde pocos días de nacidos hasta aproximadamente los 40 días de vida, que es cuando están listos para abandonar el nido (Aramburú, 1997). Asimismo la duración de la infección y diseminación varía entre cepas de *Campylobacter* spp. y entre las especies de aves infectadas, pudiendo ser de cero días a de por vida (Taff *et al.*, 2016), por lo que es difícil extrapolar o predecir resultados para una especie de la que poco se ha estudiado su relación con este patógeno.

También es posible que al realizar la prueba de PCR a *pooles* de muestras en vez de procesarlas todas individualmente, la cantidad de ADN presente no fuera suficiente para ser detectada como positiva. Es por ello que se debería repetir la prueba de forma individual, y así descartar que los resultados se deban a una baja sensibilidad producto de la metodología escogida.

CONCLUSIÓN

Los resultados negativos pueden deberse a la baja prevalencia de *Campylobacter* spp. que, según sugiere la literatura mencionada anteriormente, presentan las psitácidas; aunque para confirmar estos resultados es recomendable realizar la prueba de PCR a muestras individuales en vez de a *pooles* de muestras.

Tabla 1. Partidores

Gen target	Partidores	Secuencia	Tm (°C)	Amplicon (pb)
Género <i>Campylobacter</i> : 16S ARNr	C412F	GGATGACACTTTTCGGAGC	55°C	816
	C1228R	CATTGTAGCACGTGTGTC		
Especie <i>C. jejuni</i> : Gen Hip	Hip O1	AGCTAGCTTCGCATAATAACTTG	66°C	735
	Hip O2	GAAGAGGGTTTGGGTGGT		
Especie <i>C. coli</i> : Gen Asp	CC1	GGTATGATTTCTACAAAGCGAG	60°C	500
	CC2	ATAAAAAGACTATCGTCGCGT		

Tabla 2. Reactivos para la mezcla de la reacción de PCR

Reactivo	Concentración	Volumen (µl)
Buffer Taq 10x	1x	2,25
MgCl ₂ 50 mM	1.6 mM	0,5
dNTPs 10 mM	0.2 mM	0,375
Partidor 1 10x	0.5 uM	1
Partidor 2 10x	0.5 uM	1
Taq polimerasa	0.6-0.9 U	0,1
ADN extraído		1
H ₂ O destilada sin nucleasas		6,3
Volumen final		12,5

Tabla 3. Programa del termociclador

Paso	Temperatura (°C)	Tiempo	Ciclos
1 - Denaturación	94	5 minutos	1
2 - Denaturación	94	30 segundos	30
3 - Alineamiento	55	1 minuto	
4 - Extensión	72	1 minuto	
5 - Extensión	72	10 minutos	1
6	4	∞	

Tabla 4. Pooles de muestras 2017 y 2018

POOLES DE MUESTRAS					
Pool 1	Con3B	Con5B	Con6A	Con8B	Pro26A
Pool 2	Pro28A	Sbe20A	Sbe21A	Sbe16E	Sbe19B
Pool 3	Lre130A	Lre32A	Lre40F	Rec23A	Mac4A
Pool 4	Mac5A	Mac6A	Peñ9A	San36A	Pro32A
Pool 5	Pro33A	Pro34A	Lre129A	Hue3A	Hue5A
Pool 6	Hue8a	Sbe1B	Peñ2A	Peñ12A	Peñ13A
Pool 7	Peñ15A	Peñ16B	Peñ18A	Pro37A	Pro38B
Pool 8	Pro40B	Lco26A	Lco27A	Mai13A	Mai15A
Pool 9	Mai16A	Lre42A	Lre43A	Lre124A1	Lco15A
Pool 10	Mai5A	Rec16A	Rec17A	Rec36A	Rec15A
Pool 11	Rec3A	Rec2A	Rec4A	Con9A	Lco10A
Pool 12	Lco9A	Lco11A	Lco1A	Pal7G	Pal6A
Pool 13	Pal1A	Pal2A	Lgr2A	Lgr3A	Lgr5A
Pool 14	Lco19A	Lco20A	Lco17A	Lco8A	Lci2A
Pool 15	San23F	San37A	Ind7A	Lfl9A	Lfl12A
Pool 16	Lre124A2	Smi10A	Smi9A	Smi6A	Smi8A
Pool 17	Smi5A	Smi7A	PeñX		
Pool 18	Lre38	Lre39	Lre40	Ren01	Mai10
Pool 19	Mai21P	Rec31	Rec26	Rec28	Rec29
Pool 20	Rec25	Hue4	Lre30	Mac8	Lre001
Pool 21	Lre002	Lre004	Lre006	Lre131	Lre82
Pool 22	San25	San26	San35	San007	San026/R
Pool 23	San008	San012	San013	San014	San015
Pool 24	San016	San018	San019	San027	Rec006
Pool 25	Rec007	Rec009	Rec010	Rec013	Rec024
Pool 26	Lre075	Lre134	Lre135	Lre136	Lre067
Pool 27	Lre139	Lre140	Lre142	Lre143	Peñ20A
Pool 28	Peñ019	Peñ021	Peñ22B	Peñ23	Peñ24
Pool 29	Smi011	Smi004B	Smi012B	SanFR1	SanFR2
Pool 30	Sbe002B	Sbe8	Sbe10	Sbe25	Lco23
Pool 31	Lco24	Lco29	Lco32B	Lco033	Lco034
Pool 32	Lpi002	Lpi006	Lpi008	Lpi009	Lpi010
Pool 33	Pir001	Pir003	Pir005	Lco14	Lco22
Pool 34	Lre70	Lre71	Lre72	Lre73	Lre148
Pool 35	Lre149	Lre150	Lre151	Lre152	Vit001
Pool 36	Vit002	Vit006	Vit008	Vit011	Vit013
Pool 37	Vit019	Pro014	San002	San009	San038

Tabla 5. Muestras individuales

MUESTRAS INDIVIDUALES	
2017	2018
Sbe16	Mai17
Mai21	Lco26
Rec1	Pro41B
Pro2	San039
Mai24	Pro44
Mai7	Lre147
Mai22	Rec008
Mai4	Lco32
Lco25	San caído
Lgr1	San42
Mai6	Pro45
San22	Lre desconocido

Autorización SAG para captura de *M. monachus*



RESOLUCIÓN EXENTA N°:716/2016

AUTORIZA AL SEÑOR CRISTOBAL BRICENO U. LA CAPTURA DE ESPECIES DE FAUNA SILVESTRE CONSIDERADAS PERJUDICIALES O DAÑINAS EN ZONAS URBANAS DE LA REGIÓN METROPOLITANA.

Santiago, 03/ 02/ 2010

VISTOS:

Lo dispuesto en la Ley N° 18.755 Orgánica del Servicio Agrícola y Ganadero, modificada por la Ley N° 19.283; la ley N°4.601 de Caza, modificada por la Ley N° 19.473, de 1996; el D.S. N°5, de 1998 y sus modificaciones, del Ministerio de Agricultura; la Resolución N° 2.433 del 27 de abril de 2012 del Director Nacional del Servicio Agrícola y Ganadero, modificada por la Res. Exenta N°437, del 21 de enero de 2013.

CONSIDERANDO:

1. Que la Ley N°4.601 de Caza, modificada por la Ley N°19.473, en su artículo 7° establece la prohibición de cazar o capturar animales de fauna silvestre en zonas urbanas, sin perjuicio de que el Servicio puede autorizar la caza o captura para determinados fines.
2. Que la especie *Myiopsitta monachus*, se encuentra catalogada como especie perjudicial o dañina en el artículo 6° del Decreto Supremo N°05/08 y sus modificaciones.
3. Que el Sr. Cristóbal Briceño, mediante carta de diciembre 11 de 2015, solicita autorización para la captura y/o caza de ejemplares de la especie de *Myiopsitta monachus* para estudios de patógenos zoonóticos, en zonas urbanas de la Región Metropolitana.

RESUELVO:

1. Autorízase al señor Cristobal Briceño, RUT N°13.088.715-6 la captura y/o caza de ejemplares de la especie *Myiopsitta monachus* con fines científicos.
2. Se autoriza la captura y/o caza de los ejemplares de *Myiopsitta monachus* (*Cotorra argentina*) en zonas urbanas de la Región Metropolitana, de forma manual y mediante trampas de malla.
3. La presente autorización tendrá una vigencia de tres años a partir de la fecha de la presente resolución.
4. En el caso que la captura de los individuos no sea efectuada, el Sr. Briceño deberá informar el hecho a la División de Protección de Recursos Naturales Renovables.
5. Toda infracción a las disposiciones contenidas en la Ley de Caza y su Reglamento, y a la autorización que se ha otorgado será sancionada por el Servicio Agrícola y Ganadero.

ANOTESE Y TRANSCRIBASE

**RAFAEL ASENJO FUENTEALBA
JEFE (S) DIVISIÓN PROTECCIÓN DE LOS
RECURSOS NATURALES RENOVABLES**

Certificación del Comité de Bioética



UNIVERSIDAD DE CHILE
Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias
Comité de Bioética Animal

Santiago, 13 de diciembre de 2016

CERTIFICADO N° 19-2016

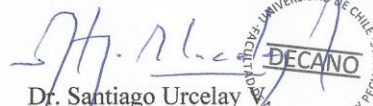
En relación con los procedimientos propuestos para el uso de animales experimentales, y teniendo a la vista la metodología del Proyecto: **“An integral approach to assess the impact of monk parakeets in Santiago: Ecological and public health implications of a neglected invasive species in Chile”**. Este comité entiende que dicho proyecto será financiado por **FONDECYT Iniciación N° 11160852** y ejecutado por el **Dr. Cristóbal Briceño**, Investigador Responsable del proyecto.


De acuerdo a los detalles contenidos en el Formulario para obtención de certificado de Comité de Bioética de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias de la Universidad de Chile, este Comité certifica que el Proyecto satisface lo estipulado en la guía de principios directrices internacionales para el uso de animales en investigación biomédica, elaborada por el Consejo para las Organizaciones Internacionales de las Ciencias Biomédicas, adecuada y adoptada por este Comité, y se ajusta a la legislación chilena vigente sobre la materia, incluida la Norma NCh 324-2011.

A este respecto el Comité entiende que todos los ensayos se llevarán a cabo con 300 pichones de cotorra argentina (*Myiopsitta monachus*), especie invasora en Chile. Además cuenta con la autorización de captura correspondiente emitida por el Servicio Agrícola y Ganadero. Los ensayos se realizarán entre diciembre 2016 y diciembre 2019.


Dra. Tamara Tadich G.
Directora
Comité de Bioética Animal




Dr. Santiago Urcelay
Presidente
Comité de Bioética Animal



Certificación del Comité de Bioseguridad



CERTIFICADO N° 82

Santiago, 6 diciembre, 2016

El Comité de Bioseguridad de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias de la Universidad de Chile, ha revisado proyecto FONDECYT de Iniciación titulado "An integral approach to assess the impact of monk parakeets in Santiago: Ecological and public health implications of a neglected invasive species in Chile", cuyo Investigador Responsable es el Dr. Cristóbal Briceño, académico de FAVET.

Entre otras el proyecto cuenta con las siguientes medidas de bioseguridad:

- 1.- Todo el personal recibe una inducción en normas de bioseguridad. Se utilizará vestimenta adecuada para realizar el trabajo con los animales.
- 2.- Se considera el uso de delantales, guantes, gafas, gabinete de bioseguridad para el trabajo con las bacterias en laboratorios clase 2. Se trabajará con vestimenta adecuada para trabajo con el parásito y se utilizarán los agentes químicos adecuados.
- 3.- Todo el material biológico utilizado será adecuadamente descontaminado antes de su eliminación. Los cadáveres de los animales serán incinerados.

Este proyecto fue revisado por el comité de bioseguridad en base a las especificaciones contenidas en el "Manual de Bioseguridad en el Laboratorio, de la Organización Mundial de la Salud (versión 2005)" y el "Manual de Bioseguridad de Conicyt" (versión 2008), que previenen los riesgos para las personas, los animales y el medioambiente.


LISETTE LAPIERRE ACEVEDO

Coordinadora
Comité de Bioseguridad



BIBLIOGRAFÍA

ACHA, P.; SZYFRES, B. 2001. Campilobacteriosis. **In:** Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Volumen I. Bacteriosis y Micosis. 2ª ed. Organización Panamericana De La Salud. Washington DC, USA. pp. 56-67.

ACHIPIA, MINISTERIO DE AGRICULTURA. 2017. *Campylobacter* spp. Ficha de peligros/ACHIPIA N°01/2017. [en línea] <<https://www.achipia.gob.cl/wp-content/uploads/2018/03/Ficha-Peligro-01-Campylobacter-spp-v01.pdf>> [consulta: 06-10-19].

ARAMBURÚ, R. 1997. Descripción y desarrollo del pichón de la cotorra *Myiopsitta monachus monachus* (Aves: Psittacidae) en una población silvestre de Argentina. Rev. Chil. Hist. Nat. 70:53-58.

ARAMBURÚ, R., CORBALÁN, V. 2000. Dieta de pichones de cotorra *Myiopsitta monachus* (Aves, Psittacidae) en una población silvestre. Ornitol. Neotrop. 11: 241–245.

BRANGENBERG, N.; MCINNES, C.; CONNOLLY, J.; ROGERS, L. 2003. Absence of *Salmonella* and *Campylobacter* species in fecal and cloacal swab samples from Kakapo (*Strigops habroptilus*) on Codfish Island, New Zealand. J. Avian Med. Surg. 17(4):203-205.

BRICEÑO, C.; SUROT, D.; GONZÁLEZ-ACUÑA, D.; MARTÍNEZ, F.; FREDES, F. 2017. Parasitic survey on introduced monk parakeets (*Myiopsitta monachus*) in Santiago, Chile. Braz. J. Vet. Parasitol. 26(2):129-135.

BRICEÑO, C.; SANDOVAL-RODRÍGUEZ, A.; YÉVENES, K.; LARRAECHEA, M.; MORGADO, A.; CHAPPUZEAU, C.; MUÑOZ, V.; DUFFLOCQ, P.; OLIVARES, F. 2019. Interactions between Invasive Monk Parakeets (*Myiopsitta monachus*) and Other Bird Species during Nesting Seasons in Santiago, Chile. Animals. 9(11):923.

- BROMAN, T.; BERGSTRÖM, S.; ON, S; PALMGREN, H.; MCCAFFERTY, D.; SELLIN, M.; OLSEN, B.** 2000. Isolation and Characterization of *Campylobacter jejuni* subsp. *jejuni* from Macaroni Penguins (*Eudyptes chrysolophus*) in the Subantarctic Region. *Appl. Environ. Microbiol.* 66(1):449-452.
- BULBOW, H.; WU, J.; TURNER, D.; MCENTIRE, M.; TIZARD, I.** 2017. *Campylobacter* colonization is not associated with proventricular dilatation disease in psittacines. *Vet. Med. Res. Rep.* 8:37–40.
- BURGER, J.; GOCHFELD, M.** 2005. Nesting behavior and nest site selection in monk parakeets (*Myiopsitta monachus*) in the Pantanal of Brazil. *Acta Ethol.* 8:23–34.
- BUSS, J.; CRESSE, M.; DOYLE, S.; BUCHAN, B.; CRAFT, D.; YOUNG, S.** 2019. *Campylobacter* culture fails to correctly detect *Campylobacter* in 30% of positive patient stool specimens compared to non-cultural methods. *Eur. J. Clin. Microbiol.* 38:1087–1093.
- CANAVELLI, S.; ARAMBURÚ, R.; ZACCAGNINI, M.** 2012. Aspectos a considerar para disminuir los conflictos originados por los daños de la cotorra (*Myiopsitta monachus*) en cultivos agrícolas. *Hornero.* 27(1):89–101.
- CANTAS, L.; SUER, K.** 2014. The important bacterial zoonoses in “One Health” concept. *Front. Public Health.* 2:144.
- CAPDEVILA-ARGÜELLES, L.; ZILLETTI, B.; SUÁREZ, V.** 2013. Causas de la pérdida de biodiversidad: Especies Exóticas Invasoras. *Mem. R. Soc. Esp. Hist. Nat.* 2ª ép. 10:55-76.
- CHLEBICZ, A.; SLIZEWSKA, K.** 2018. *Campylobacteriosis, salmonellosis, yersiniosis, and listeriosis as zoonotic foodborne diseases: A review.* *Int. J. Environ. Res. Public Health.* 15(5): 863.
- DEBRUYNE, L.; SAMYN, E.; DE BRANDT, E.; VANDENBERG, O.; HEYNDRIKX, M.; VANDAMME, P.** 2008. Comparative performance of different

PCR assays for the identification of *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli*. Res. Microbiol. 159(2):88-93.

DE LUCA, C.; NIERO, G.; CATTAROSSO, D.; BEDIN, M.; PICCIRILLO, A. 2018. Pet and Captive Birds as Potential Reservoirs of Zoonotic Bacteria. J. Exot. Pet Med. 27(1):17-20.

DE LUCCA, E. 1992. Nidificación del Halconcito Colorado (*Falco sparverius*) en nidos de Cotorra (*Myiopsitta monachus*). Hornero. 13(3):238-240.

DEVLEESSCHAUWER, B.; BOUWKNEGT, M.; MANGEN, M.; HAVELAAR, A. 2017. Health and economic burden of *Campylobacter*. **In:** Klein, G. (Ed.). *Campylobacter: Features, Detection, and Prevention of Foodborne Disease*. Academic Press. pp. 27-40.

DI PILLO, F.; SOTOMAYOR, G. 2017. Perfil de Riesgo ACHIPIA N°1/2017. *Campylobacter* spp. en carne de aves de corral. Chile. ACHIPIA, Ministerio de Agricultura. 88p.

DI SANTO, M.; VIGNOLI, L.; BATTISTI, C.; BOLOGNA, M. 2013. Feeding Activity and Space use of a Naturalized Population of Monk Parakeet, *Myiopsitta Monachus*, in a Mediterranean Urban Area. Rev. Écol. (Terre Vie). 68: 275-282.

DIDHAM, R.; TYLIANAKIS, J.; HUTCHISON, M.; EWERS, R.; GEMMELL, N. 2005. Are invasive species the drivers of ecological change? Trends Ecol. Evol. 20(9):470-474.

DIPINETO, L.; BORRELLI, L.; PACE, A.; ROMANO, V.; D'ORAZIO, S.; VARRIALE, L.; RUSSO, T.; FIORETTI, A. 2017. *Campylobacter coli* infection in pet birds in southern Italy. Acta Vet. Scand. 59(1):6.

FERNÁNDEZ, H. 1988. Species and biotype distribution of thermotolerant *Campylobacters* in animal reservoirs in Southern Chile. Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo, 30(5):357-360.

- FERNÁNDEZ, H.; MARTIN, R.** 1991. *Campylobacter* intestinal carriage among stray and pet dogs. *Rev. Saude Publica.* 25(6):473-475.
- FERNÁNDEZ, H.; KAHLER, K.; SALAZAR, R.; RÍOS, M.** 1994. Prevalence of thermotolerant species of *Campylobacter* and their biotypes in children and domestic birds and dogs in Southern Chile. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo,* 36(5):433-436.
- FERNÁNDEZ, H.; GESCHE, W.; MONTEFUSCO, A.; SCHLATTER, R.** 1996. Wild birds as reservoir of thermophilic enteropathogenic *Campylobacter* species in southern Chile. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 91(6):699-700.
- FERNÁNDEZ, H.** 2011. *Campylobacter* y Campylobacteriosis: una mirada desde América del Sur. *Rev. Peru Med. Exp. Salud Pública.* 28(1): 121-27.
- GARCÍA, P.; VALENZUELA, N.; RODRÍGUEZ, M.; LEÓN, E.; FERNÁNDEZ, H.** 2009. Susceptibilidad antimicrobiana de *Campylobacter jejuni* aislado de coprocultivos en Santiago de Chile. *Rev. Chilena Infectol.* 26(6):511-514.
- GÓMEZ DE SILVA, H.; DE ITA, A.; MEDELLÍN, R.** 2005. *Myiopsitta monachus*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. 5 p.
- HUMPHREY, T.; O'BRIEN, S.; MADSEN, M.** 2007. Campylobacters as zoonotic pathogens: a food production perspective. *J. Food Microbiol.* 117(3):237-257.
- INGLIS, D.; KALISCHUK, L.** 2003. Use of PCR for Direct Detection of *Campylobacter* Species in Bovine Feces. *Appl Environ Microbiol.* 69(6): 3435–3447.
- IRIARTE, J.; LOBOS, G.; JAKSIC, F.** 2005. Invasive vertebrate species in Chile and their control and monitoring by governmental agencies. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 78:143-154.
- KAAKOUSH, N.; CASTAÑO-RODRÍGUEZ, N.; MITCHELL, H.; MAN, S.** 2015. Global epidemiology of *Campylobacter* infection. *Clin. Microbiol. Rev.* 28(3):687-720.

- KAPPERUD, G.; ROSEF, O.** 1983. Avian wildlife reservoir of *Campylobacter fetus* subsp. *jejuni*, *Yersinia* spp., and *Salmonella* spp. in Norway. *Appl. Environ. Microbiol.* 45(2):375-380.
- KEESING, F.; BELDEN, L.; DASZAK, P.; DOBSON, A.; HARVELL, C.; HOLT, R.; HUDSON, P.; JOLLES, A.; JONES, K.; MITCHELL, C.; MYERS, S.; BOGICH, T.; OSTFELD, R.** 2010. Impacts of biodiversity on the emergence and transmission of infectious diseases. *Nature.* 468:647–652.
- LACHARME-LORA, L.; CHALONER, G.; GILROY, R.; HUMPHREY, S.; GIBBS, K.; JOPSON, S.; WRIGHT, E.; REID, W.; KETLEY, J.; HUMPHREY, T.; WILLIAMS, N.; RUSHTON, S.; WIGLEY, P.** 2017. B lymphocytes play a limited role in clearance of *Campylobacter jejuni* from the chicken intestinal tract. *Sci. Rep.* 7, 45090.
- LINTON, D.; LAWSON, A.; OWEN, R.; STANLEY, J.** 1997. PCR Detection, Identification to Species Level, and Fingerprinting of *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* Direct from Diarrheic Samples. *J Clin Microbiol.* 35(10): 2568–72.
- MACGREGOR-FORS, I.; CALDERÓN-PARRA, R.; MELÉNDEZ-HERRADA, A.; LÓPEZ-LÓPEZ, S.; SCHONDUBE, J.** 2011. Pretty, but dangerous! Records of non-native Monk Parakeets (*Myiopsitta monachus*) in Mexico. *Rev. Mex. Biodiv.* 82:1053-1056.
- MAZZA, G.; TRICARICOA, E.; GENOVESIB, P.; GHERARDIA, F.** 2013. Biological invaders are threats to human health: an overview. *Ethol. Ecol. Evol.* 26(2–3):112–129.
- MENCHETTI, M.; MORI, E.** 2014. Worldwide impact of alien parrots (Aves *Psittaciformes*) on native biodiversity and environment: a review. *Ethol. Ecol. Evol.* 26(2–3):172-194.
- MOGHADDAM, A.; TAHMASBY, H.; FARSANI, M.; GHASEMI, M.; SALMI, A.** 2013. Investigation of *Campylobacter* infection in lovebirds in Shahrekord, Iran by PCR. *Jentashapir J. Health Res.* 3(4):489-494.

NEWELL, D.; FEARNLEY, C. 2003. Sources of *Campylobacter* Colonization in Broiler Chickens. *Appl. Environ. Microbiol.* 69(8): 4343-4351.

NEWMAN, J.; NEWMAN, C.; LINDSAY, J.; MERCHANT, B.; AVERY, M.; PRUETT-JONES, S. 2004. Monk Parakeets: An Expanding Problem on Power Lines and Other Electrical Utility Structures. **In:** The Eighth International Symposium on Environmental Concerns in Rights-of-Way Management. New York, USA. 12-16 septiembre 2004. Elsevier. pp. 355-363.

OIE. 2017. Infección por *Campylobacter jejuni* y *C. coli*. [en línea] cap. 2.9.3 **.In:** Manual de las Pruebas de Diagnóstico y de las Vacunas para los Animales Terrestres. <http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/2008/pdf/2.09.03_CAMP_YLO.pdf>. [consulta: 27-08-2018].

PITKANEN, T.; HANNINEN, M. 2017. Members of the family Campylobacteraceae: *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter coli*. In: Rose, J.; Jiménez-Cisneros, B. (Eds). Global Water Pathogens Project. Michigan State University, UNESCO.

RUNDE, D.; PITT, W.; FOSTER, J. 2007. Population ecology and some potential impacts of emerging populations of exotic parrots. Managing Vertebrate Invasive Species: proceedings of an international symposium. USDA/APHIS Wildlife Services, National Wildlife Research Center. Colorado, USA. pp. 338-360.

SHACKLETON, R.; SHACKLETON, C.; KULL, C. 2018. The role of invasive alien species in shaping local livelihoods and human well-being: A review. *J. Environ. Manage.* 229:145-157.

STAFFORD, T. 2003. Pest risk assessment for the monk parakeet in Oregon. Oregon Department of Agriculture. Oregon, USA. 11 p.

STRUBBE, D.; MATTHYSEN, E. 2009. Establishment success of invasive ring-necked and monk parakeets in Europe. *J. Biogeogr.* 36(12):2264-2278.

STRUBBE, D.; SHWARTZ, A.; CHIRON, F. 2011. Concerns regarding the scientific evidence informing impact risk assessment and management recommendations for invasive birds. *Biol. Cons.* 144(8):2112-2118.

TAFF, C.; WEIS, A.; WHEELER, S.; HINTON, M.; WEIMER, B.; BARKER, C.; JONES, M. 2016. Influence of Host Ecology and Behavior on *Campylobacter jejuni* Prevalence and Environmental Contamination Risk in a Synanthropic Wild Bird Species. *Appl. Environ. Microbiol.* 82(15): 4811-4820.

Ryane Logsdon,f Woutrina A. Smith,g Walter M. Boyce,e Andrea K. Townsendh

TALA, C.; GUZMÁN, P.; GONZÁLEZ, S. 2005. Cotorra argentina (*Myiopsitta monachus*) convidado de piedra en nuestras ciudades y un invasor potencial, aunque real, de sectores agrícolas. *Boletín DIPROREN.* Servicio Agrícola y Ganadero –División de Protección de los Recursos Naturales Renovables. 7 p.

TAYLEUR, J. 2010. A comparison of the establishment, expansion and potential impacts of two introduced parakeets in the United Kingdom. *British Ornithologists' Union Proceedings.* The Impacts of Non-native Species. pp. 1-12

TRESIERRA-AYALA, A.; BENDAYAN, M.; BERNUY, A.; ESPINOZA, F.; FERNÁNDEZ, H. 1995. Carriage of the classical thermotolerant *Campylobacters* in healthy domestic animals from Eastern Peru. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo.* 37(6):537-539.

TRESIERRA-AYALA, A.; BENDAYAN, M. 1998. Thermotolerant *Campylobacter* species isolated from psittaciformes in the Peruvian Amazon region. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo.* 40(4):263.

WHO. 2001. The Increasing Incidence of Human Campylobacteriosis. Report and Proceedings of a WHO Consultation of Experts. Copenhagen, Denmark. 21-25 noviembre 2000. 137p.

YOGASUNDRAM, K; SHANE, S.; HARRINGTON, K. 1989. Prevalence of *Campylobacter jejuni* in Selected Domestic and Wild Birds in Louisiana. Avian Dis. 33(4):664-667.