

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE ANTICUERPOS
CONTRA *Chlamydophila psittaci* MEDIANTE PRUEBA DE
ELISA EN AVES PSITÁCIDAS EN CAUTIVERIO DEL
INSTITUTO DE RECREACIÓN DE LOS TRABAJADORES
DE LA EMPRESA PRIVADA DE GUATEMALA (IRTRA)
MUNDO PETAPA.**

HERBERT RAÚL CHÁVEZ ORDOÑEZ

Médico Veterinario

GUATEMALA, JULIO DE 2015

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE ANTICUERPOS
CONTRA *Chlamydophila psittaci* MEDIANTE PRUEBA DE ELISA
EN AVES PSITÁCIDAS EN CAUTIVERIO DEL INSTITUTO DE
RECREACIÓN DE LOS TRABAJADORES DE LA EMPRESA
PRIVADA DE GUATEMALA (IRTRA) MUNDO PETAPA.**

**TRABAJO DE GRADUACIÓN
PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD
POR**

HERBERT RAÚL CHÁVEZ ORDOÑEZ

Al conferírsele el título profesional de

Médico Veterinario

En el grado de Licenciado

GUATEMALA, JULIO DE 2015

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA

DECANO:	MSc. Carlos Enrique Saavedra Vélez
SECRETARIA:	M.V. Blanca Josefina Zelaya de Romillo
VOCAL I:	Lic. Zoot. Sergio Amílcar Dávila Hidalgo
VOCAL II:	MSc. Dennis Sigfried Guerra Centeno
VOCAL III:	M.V. Carlos Alberto Sánchez Flamenco
VOCAL IV:	Br. Javier Augusto Castro Vásquez
VOCAL V:	Br. Andrea Analy Lopez García

ASESORES

M.V. VIRGINIA BOLAÑOS DE CORZO
M.V. EDY MEOÑO SÁNCHEZ

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE ANTICUERPOS
CONTRA *Chlamydophila psittaci* MEDIANTE PRUEBA DE ELISA
EN AVES PSITÁCIDAS EN CAUTIVERIO DEL INSTITUTO DE
RECREACIÓN DE LOS TRABAJADORES DE LA EMPRESA
PRIVADA DE GUATEMALA (IRTRA) MUNDO PETAPA.**

Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de:

MÉDICO VETERINARIO

ACTO QUE DEDICO A:

A DIOS: Por manifestarme su amor incondicional, brindándome vida, además de la fortaleza, entendimiento y sabiduría para llegar a esta meta.

A MI MADRE: Sin lugar a dudas, es la materialización terrenal de un ángel de Dios, siempre agradeceré sus sacrificios, cuando mis noches de desvelo eran continuas e interminables, no permanecían solitarias, mi madre terrenal y mi madre espiritual evitando que decayera y continuara mi labor hasta el final, Dios bendiga ese amor de madre y espero tenerlo por mucho tiempo más. Éste primer logro no es sólo mío, es de mi madre también.

A MI PADRE: Un hombre trabajador, quién siempre estuvo de acuerdo en darme lo que necesité en este sendero, con sacrificio, cada día me brindó su apoyo.

AGRADECIMIENTOS

- A DIOS:** El ser supremo omnipresente uno y trino, al que le debo todo en mi vida, desde los días radiantes hasta los días grises, solamente Él ha dado a este cuerpo débil, la fuerza para luchar contra todo aquello que trató, más de una vez, hacerme tirar todo por la borda. Solamente Él me permitió vencer enfermedades y no desfallecer en el intento, ha sido únicamente Él quien permitió llegar a cumplir el primer logro en mi vida.
- A MI FAMILIA:** Les agradezco todo el apoyo brindado en mis veinticuatro años de vida y sobretodo en cada una de las etapas de mi formación académica, sin ellos, este logro nunca hubiese llegado a ser una realidad.
- A MI HERMANO:** Por estar presente y brindar su apoyo en momentos cruciales de este largo camino.
- A FMVZ:** Por la calidad académica, la exigencia de sus catedráticos y la lluvia de conocimientos que forjaron a un nuevo profesional.
- A MIS ASESORES** Los doctores Virginia de Corzo y Edy Meoño, de una manera sincera por toda la paciencia en las constantes revisiones que llevaron a la realización de éste estudio.
- A MIS AMIGOS:** Por todos esos gratos y divertidos momentos que compartimos a lo largo de una gratificante y complicada carrera y la motivación que siempre me brindaron.

ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	HIPÓTESIS	3
III.	OBJETIVOS	4
	3.1 Objetivo general	4
	3.2 Objetivo específico	4
IV.	REVISIÓN DE LITERATURA	5
	4.1 Psitacosis.....	5
	4.1.1 Historia	5
	4.1.2 Sinónimos.....	5
	4.1.3 Distribución.....	5
	4.1.4 Definición.....	6
	4.1.5 Etiología	6
	4.1.6 Morfología y características generales	7
	4.1.7 Respuesta Inmune	8
	4.1.8 Epidemiología.....	9
	4.1.9 Transmisión.....	9
	4.1.10 Signos clínicos.....	10
	4.1.11 Patogenia	10
	4.1.12 Lesiones	13
	4.1.13 Diagnóstico.....	15
	4.1.14 Control y profilaxis	22
	4.1.15 Tratamiento	23
V.	MATERIALES Y MÉTODOS	26
	5.1 Materiales.....	26
	5.1.1 Recursos humanos.....	26
	5.1.2 Recursos de campo.....	26
	5.1.3 Recursos de laboratorio	26
	5.1.4 Recursos biológicos	27

5.1.5	Recursos de referencia	27
5.2	Metodología	27
5.2.1	Criterios de inclusión	27
5.2.2	Ubicación del estudio	28
5.2.3	Método de campo.....	28
5.2.4	Especies evaluadas.....	29
	a) <i>Amazona autumnalis</i>	29
	b) <i>Amazona auropalliata</i>	30
	c) <i>Amazona farinosa</i>	31
5.3	Método estadístico	32
5.4	Método de laboratorio	33
5.5	Pasos efectuados para la realización de la prueba	34
5.6	Lectura e interpretación de resultados	38
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	39
VII.	CONCLUSIONES	44
VIII.	RECOMENDACIONES	45
IX.	RESUMEN	46
	SUMMARY	47
X.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	48
XI.	ANEXOS	52

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Resultados de laboratorio “Kit A”	39
Cuadro 2. Resultados de laboratorio “Kit B”	39
Cuadro 3. Resultados por especie <i>Amazona autumnalis</i>	40
Cuadro 4. Resultados por especie <i>Amazona auropalliata</i>	40
Cuadro 5. Resultados por especie <i>Amazona farinosa</i>	40

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>Amazona autumnalis</i>	29
Figura 2. <i>Amazona auropalliata</i>	30
Figura 3. <i>Amazona farinosa</i>	31
Figura 4. Reactivos	34
Figura 5. Selección de discos con sangre.....	34
Figura 6. Muestra en el primer reactivo.....	35
Figura 7. Introducción del peine “ImmunoComb”	35
Figura 8. Lavado de peine “ImmunoComb”.....	36
Figura 9. Tiempos por compartimiento.....	36
Figura 10. Análisis de resultados con “CombScale”	37
Figura 11. Interpretación de resultados con “CombScale”	53
Figura 12. Prevalencia de <i>Chlamydophila psittaci</i> en aves.....	54

I. INTRODUCCIÓN

La psitacosis es una enfermedad infecciosa aguda o crónica de las aves silvestres y domésticas, producida por un cocoide gramnegativo conocido como *Chlamydophila psittaci* (antes *Chlamydia psittaci*). El microorganismo es un parásito intracelular obligado, posee ADN y ARN, es capaz de sintetizar sus propios sistemas enzimáticos, y posee dos fases de desarrollo bien diferenciadas: cuerpos elementales (CE) toxo-infecciosos, y cuerpos reticulares (formas reproductivas), que se multiplican por fisión binaria en la célula, convirtiéndose luego en CE. La lisis de la célula huésped, mediada por éstos, libera un gran número de CE infecciosos 10 días antes de presentar el ave signos clínicos de enfermedad. *Chlamydophila psittaci* puede sobrevivir fuera del huésped por un mes, si se encuentra protegido por células o material proteinogénico. (NATIVA, 2006).

La psitacosis es una enfermedad de notificación obligatoria en muchos países. (Ritchie et al. 1994).

La presente investigación tuvo por objetivo determinar la presencia de anticuerpos contra *Chlamydophila psittaci* mediante prueba de ELISA fase sólida en aves psitácidas en cautiverio del Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa.

A pesar de las disposiciones legales existentes que protegen a las psitácidas en vida silvestre, se pretende con este trabajo generar conciencia a la población para disminuir la extracción de éstas de su hábitat natural, reduciendo así el riesgo de transmisión de la psitacosis a personas que estén en estrecho contacto con este tipo de aves, promoviendo de esta manera la preservación de estas aves en su hábitat salvaje y así mismo contribuir a la salud pública, aportando datos sobre la psitacosis en nuestro país.

Por lo expuesto anteriormente se analizaron aves psitácidas en cautiverio, a partir de muestras sanguíneas analizadas mediante el test “ImmunoComb” (ELISA, fase sólida) para determinar la presencia de anticuerpos contra *Chlamydophila psittaci*.

Las aves psitácidas en cautiverio del Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa presentan anticuerpos circulantes contra *Chlamydophila psittaci*.

II. HIPÓTESIS

Las aves psitácidas en cautiverio del Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa presentan anticuerpos circulantes contra *Chlamydophila psittaci*.

III. OBJETIVOS

3.1 Objetivo general

- Aportar datos sobre la psitacosis en Guatemala.

3.2 Objetivo específico

- Determinar la presencia de Anticuerpos contra *Chlamydomphila psittaci* mediante prueba de ELISA.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Psitacosis

4.1.1 Historia

En Europa, durante el siglo XIX, se describe por primera vez la psitacosis como una grave enfermedad de tipo respiratoria en el hombre. Esta enfermedad se asoció al contacto con aves psitácidas importadas desde Sudamérica, razón que explica su denominación inicial como 'Psitacosis o Fiebre de los loros'. Sin embargo, en 1941 se comprobó la presencia del agente causal en numerosas especies de aves no psitácidas, por lo que se sugirió el término de 'Ornitosis' para la enfermedad en el hombre y de 'Clamidiosis aviar' para la infección en aves. El agente causal corresponde a la bacteria denominada *Chlamydia psittaci*, actualmente conocida como *Chlamydophila psittaci* (*C. psittaci*). Esta bacteria se caracteriza por ser un microorganismo atípico tanto en su tamaño, forma y ciclos de replicación, como también por su incapacidad para sintetizar energía, razón que la obliga a desarrollarse exclusivamente en el interior de las células que infecta. *C. psittaci* es una bacteria que afecta primariamente a las aves, pudiendo transmitirse al hombre. Se describe principalmente en aves de compañía como pericas, loros, papagayos, guacamayos y también en palomas. Se presenta además en aves domésticas como pavos, ocasionalmente en patos, gansos y en forma excepcional, en pollos. También se ha asociado la enfermedad en gatos y ovejas, entre otros animales. (Borie, 2010)

4.1.2 Sinónimos

Clamidiosis Aviar, Ornitosis, Fiebre del Loro. (Iowa State University, 2009)

4.1.3 Distribución

Cosmopolita. (INE, 2009)

4.1.4 Definición

Es una enfermedad infectocontagiosa aguda transmitida de ave a ave, y accidentalmente, de ave a ser humano, causada por *Chlamydophila psittaci*. (INE, 2009)

4.1.5 Etiología

La psitacosis o clamidiosis aviar es el resultado de una infección por *Chlamydophila psittaci*, una bacteria Gram negativa, intracelular obligada, cocoide y de la familia Chlamydiaceae. *C. psittaci* puede dividirse en serotipos/serovares o, alternativamente, en genotipos. Se han reconocido al menos 6 serotipos, con una denominación en letras que va de la A a la F, reconocidos con anticuerpos monoclonales específicos. Los genotipos de *C. psittaci* están basados en diferencias genéticas en la proteína A de la membrana exterior (ompA). En general, cada genotipo se corresponde con el serotipo del mismo nombre. El genotipo también reconoce un séptimo tipo, E/B que no se distingue de los tipos E o B al utilizar serología. Cada genotipo/serotipo tiende a estar asociado con ciertas especies de aves. Las cepas que producen una enfermedad grave en una especie aviar pueden ser levemente virulentas o asintomáticas en otras. Los humanos pueden infectarse con cualquiera de los genotipos. (Iowa State University, 2009)

La especie *Chlamydophila psittaci* incluye algunos pero no todos los microorganismos que con anterioridad se denominaban *Chlamydia psittaci*. En 1999, la familia Chlamydiaceae fue reorganizada en base al análisis del ARN ribosómico. Se estableció el nuevo género *Chlamydophila* y todas las cepas aviares de *Chlamydia psittaci* fueron reasignadas como *Chlamydophila psittaci*. La mayoría de las cepas de mamíferos de *Chlamydia psittaci* fueron reclasificadas como *Chlamydophila abortus*, *Chlamydophila felis* o *Chlamydophila caviae*, salvo dos, WC y M56, que fueron ubicadas en *Chlamydophila psittaci*. WC fue aislada de una epizootia en bovinos y M56 se encontró durante un brote único en ratas almizcleras. (Iowa State University, 2009)

4.1.6 Morfología y características generales

La morfología en las clamidias es variable, dependiendo del ciclo evolutivo. Esto implica poder observar dos formas de presentación del microorganismo netamente diferentes. (Stanchi, 2007)

El cuerpo elemental, forma adaptada a la supervivencia extracelular, infectante y metabólicamente inactiva, se caracteriza por presentar un tamaño de aproximadamente 0,3 μm , pared celular rígida con subunidades dispuestas en forma hexagonal resistente a la sonicación, factible de ser lisado por la tripsina y permeable a las macromoléculas, contenido de RNA y DNA igual a 3:1 y no siendo tóxico para los ratones. (Stanchi, 2007)

El cuerpo reticulado o uncial propio de la multiplicación intracelular no infeccioso y metabólicamente activo presenta un tamaño que oscila entre 0,5 y 1 μm , pared celular frágil sin subunidades en la cubierta, sensible a la sonicación, factible de ser lisado por la tripsina y permeable a las macromoléculas, contenido de RNA y DNA igual a 3:1 y no siendo tóxico para los ratones. (Stanchi, 2007)

La lisozima no tiene efecto sobre las paredes celulares de las clamidias. Al parecer estas carecen de ácido N-acetil-murámico. (Stanchi, 2007)

Las clamidias son desde el punto de vista antigénico muy complejas, poseen una lipoglicoproteína específica de género común a todas ellas que contiene un ácido polisacárido antigénicamente determinante (2-ceto-3-desoxiotanoico) termostable, estable frente al fenol al 0,5%, soluble en éter y lauril sulfato de sodio y resistente a distintas enzimas (tripsina, quimiotripsina y papaina). (Stanchi, 2007)

Este complejo antigénico puede ser separado en varias fracciones por cromatografía e intercambio iónico. (Stanchi, 2007)

Las toxinas de las clamidias se pueden demostrar por inoculación intravenosa en ratones con cultivos frescos recién cosechados de saco vitelino de huevo embrionado, relacionándose con componentes de la pared celular siendo neutralizadas por antisueros específicos. (Stanchi, 2007)

4.1.7 Respuesta Inmune

Las clamidias son pobres desde el punto de vista antigénico. Para entender los problemas de la inmunidad en infecciones clamidiales, entre otros factores se deben considerar los siguientes:

- La naturaleza de microorganismos (recordar que son parásitos intracelulares obligatorios)
- La relación hospedador-parásito. Se destaca que es más común la infección latente que la presentación directa de la enfermedad con el característico complejo sintomatológico.
- La edad de los animales.

Se consideran como de mayor susceptibilidad a las franjas etarias extremas (niños y ancianos) en el humano y fundamentalmente en jóvenes en las diversas especies de animales domésticos. (Stanchi, 2007)

En el hombre, los anticuerpos contra clamidias pueden estar presentes durante largos períodos pero su significado en la resistencia a la enfermedad no ha sido todavía dilucidado. Existe evidencia bibliográfica que demuestra un aumento en la resistencia a pesar de ser relativa. Puede aparecer en varias especies animales como consecuencia de una exposición natural frente al agente. Los mecanismos inmunitarios que operan estas circunstancias no son bien conocidos. En efecto, no se puede decir que altos títulos fijadores de complemento o seroneutralizantes indiquen una eliminación de clamidias en dichos animales; estos agentes etiológicos se han aislado comúnmente en animales con altos títulos de anticuerpos. (Stanchi, 2007)

La inmunidad que sigue a un brote de clamidiosis en aves es difícil de evaluar debido a que la resistencia específica o inespecífica aumenta con la edad. Las aves que han eliminado completamente los microorganismos o han sido tratadas con clortetraciclina, presentan una resistencia mayor al desafío que aquellas que mantienen una infección latente. En el curso temprano de la infección por clamidias vivas en pavos, conejos y bovinos se producen anticuerpos lábiles a 65°C que corresponden a los denominados 19 S. En estados más tardíos de la infección (4-15 semanas), estas especies sólo producen anticuerpos termoestables a 65°C. (Anticuerpos 7S) (Stanchi, 2007)

4.1.8 Epidemiología

Las infecciones causadas por *C. psittaci* tienen una distribución mundial y parecen ser mas prevalentes en países tropicales. Es una zoonosis cuyos hospederos naturales son las aves, mamíferos domésticos y silvestres, se transmite al humano cuando éste entra en contacto con aerosoles originados en secreciones o excretas de aves infectadas. (Acha y Szifres, 2003), *C. psittaci* ha sido identificada en mas de 150 especies aviares, incluyendo aves cautivas y en vida silvestre. (Fowler y Miller, 1999). En la vida silvestre, la psitacosis es mayormente una enfermedad de aves recién nacidas o jóvenes. La incidencia de psitacosis en psitácidas adultas en libertad es menor al 5%. Después de la captura, la incidencia de psitacosis se aproxima al 100%; debido al efecto que produce la pobre nutrición, hacinamiento, cambio de ambiente y otros factores de estrés e infecciones concurrentes con otros microorganismos como *Salmonella sp.* y *Pasteurella multocida*. En aves mantenidas en cautiverio, más del 50% de todos los casos de psitacosis es diagnosticado en pericos recién comprados. (Bennu 2003, Jordan y Pattison, 1998)

4.1.9 Transmisión

- Por las aves psitácidas (loros, cotorras, guacamayas) o aves ornamentales. (canarios, jilgueros, palomas, etc.)

- Por las aves de corral (pavos, patos, gansos, gallinas, etc.), que pueden ser portadoras del microorganismo causante de la enfermedad.
- Las aves enfermas presentan abatimiento, pérdida de peso, conjuntivitis, diarrea, dificultad respiratoria, además eliminan bacterias al medio ambiente cercano a las jaulas: por secreciones de los ojos, vías aéreas superiores, excrementos, que al secarse, flotan en el aire y son inhalados por el ser humano.
- No se transmite por comer aves contaminadas. (INE, 2009)

4.1.10 Signos clínicos

- **Psitácidos**

La pérdida de peso, la depresión, la anorexia transitoria, los uratos color verdoso pálido o verde lima y las heces pastosas son características. Muchas aves presentan emaciación durante la exploración. A veces existen signos respiratorios que generalmente se relacionan con una aerosaculitis. Son frecuentes las infecciones bacterianas concomitantes. Los recuentos leucocitarios en las aves afectadas son muy elevados; no son raros unos valores de 25 a 95x10³/μl. Los recuentos leucocitarios normales son <1.310³/μl. (Manual Merck de Veterinaria, 2000)

- **Humanos**

Los síntomas más comunes en el ser humano son dolor de cabeza, fiebre, debilidad, pérdida del apetito, dolores musculares, escalofríos, garganta dolorida, tos y sensibilidad a la luz. Estos síntomas pueden también presentarse como una gripe leve o muy severa, especialmente en personas de mayor edad. (VDH, 2011)

4.1.11 Patogenia

Existe una diferencia considerable entre la susceptibilidad de varios hospedadores a *Chlamydophila psittaci*. La misma cepa puede causar

enfermedades en diferentes especies aviares, la cual puede ser distinguida por el número y tipo de tejidos afectados, el rango de replicación es determinado por el periodo necesario para que aparezcan los cuerpos elementales. Las diferencias son descritas en variedades de cepas clamidiales de las mismas especies hospederas. Aves jóvenes son generalmente más susceptibles a la infección que las adultas. Aves de los géneros *Amazona* y *Ara* parecen ser más susceptibles que otras psitácidas. Estas son generalizaciones con muchas excepciones, y la condición del hospedador es probablemente más importante que la susceptibilidad específica de cualquier especie. (Ritchie et al. 1994)

Las cepas de *Chlamydothila* varían según su patogenicidad y propiedades biológicas. La superficie de los cuerpos elementales contiene componentes hepatotóxicos y nefrotóxicos que desaparecen una vez que el microorganismo ha entrado en la célula del hospedador. Las toxinas son nuevamente un factor importante seguido de la replicación y liberación de los cuerpos elementales progenitores desde la célula hospedera. Estas toxinas presentes en los cuerpos elementales inducen a la producción de anticuerpos que neutralizan dichas toxinas y destruyen la infectividad. Estas toxinas no han sido aisladas ni caracterizadas, pero se cree están relacionados con los pocos antígenos proteínicos-específicos de la membrana de los cuerpos elementales intactos. Esta proteína tiene baja antigenicidad. (Ritchie et al. 1994)

La consecuencia de una infección está determinada por los macrófagos mononucleares. Si un cuerpo elemental es fagocitado y no está cubierto con anticuerpos o complemento (opsonina), el microorganismo puede sobrevivir y replicarse dentro del macrófago. La linfocinética secretada por la actividad de los linfocitos inhibe la replicación de la *Chlamydothila* encontrada dentro de los fagosomas. Para mantener las concentraciones inhibitorias, la linfocinética debe ser continuamente secretada. Durante infecciones persistentes, *Chlamydothila* permanece dentro del compartimiento seguro de la membrana y descarga la progenie infecciosa y los antígenos por medio de exocitosis. Es por esto la

dificultad para el hospedero de remover los microorganismos de una célula infectada. Así mismo, los antígenos liberados de las células pueden no ser procesados de manera que no sean reconocidos por la clase de linfocitos T citotóxicos I-restrictos. Esto permite una infección, y probablemente una reinfección, que ocurre y se mantiene en presencia de niveles altos de anticuerpos humorales. (Ritchie et al. 1994)

Esta interacción del sistema inmune y la parasitación intracelular causa la variedad de tiempo de incubación, signos clínicos y patologías observadas en infecciones clamidiales. Cuando las cepas virulentas de *Chlamydophila* sp. son inhaladas, la propagación ocurre dentro de las células epiteliales de los pulmones y sacos aéreos. La diseminación del microorganismo directamente desde los sacos aéreos adyacentes a las membranas serosas puede conducir a poliserositis, incluyendo pericarditis. (Ritchie et al. 1994)

Si los cuerpos clamidiales son ingeridos, se cree que ellos inicialmente se replican principalmente dentro del tracto gastrointestinal dando un número alto de aves con anticuerpos clamidiales, las principales infecciones pueden ocurrir sin signos clínicos evidentes. (Ritchie et al. 1994)

Después de la penetración de *Chlamydophila* al organismo por cualquiera de las dos vías (inhalada o ingerida), los microorganismos se multiplican en los pulmones, sacos aéreos y pericardio (vía inhalada) y, mediante diseminación hematógona, llegan a hígado, bazo y riñones donde se replican y se producen los cuerpos reticulares y elementales, causando necrosis. (Baez, 1994; Jordan y Pattison, 1998)

Cuando el microorganismo penetra por vía inhalada, alcanza directamente los pulmones del ave y la infección puede progresar más rápidamente que si se infectara por la ingesta de agua o comida contaminada. (Bennu, 2003; Jordan y Pattison, 1998)

Las aves pueden ser altamente susceptibles después de sufrir la enfermedad clínica. Las cantidades de anticuerpos antitóxicos son muy bajas para inducir cualquier inmunidad. Es incierto que una infección latente prevenga otra cepa clamidial cuando entra al hospedador. (Ritchie et al. 1994)

4.1.12 Lesiones

a) Lesiones macroscópicas

Las aves psitácidas que mueren por la enfermedad o bien las aves que son sacrificadas, presentan signos definidos, están emaciadas, muestran muchas máculas sobre la piel del cuerpo y miembros, de unos 2 a 4 mm de diámetro, los orificios nasales se pueden observar obstruidas por exudado mucopurulento. (Carlyle y Duncan 1990). En la necropsia se pueden encontrar las superficies serosas inflamadas con un exudado fibrinoso, los pulmones con zonas edematosas o hiperémicas, y el hígado aumentado de volumen y volteado; en las aves psitácidas es frecuente la esplenomegalia, aerosaculitis, pericarditis, neumonía y enteritis. (Fowler y Miller, 2003)

La Necrosis miliar en el parénquima de los órganos es común, probablemente debido a los efectos de las toxinas clamidiales. (Ritchie *et al.* 1994). El cambio anatómico más común en aves infectadas es la esplenomegalia, o hepatomegalia o ambos, arriba de 3 o cuatro veces sus tamaños normales. (Friend y Franson 2001). El bazo puede encontrarse blando y de color gris. Hígado tumefacto y desmenuzable con bordes redondeados y necrosis focal. (Fritzsche y Gerriet, 1962; Steiner y Davis, 1985)

Los sacos aéreos pueden estar engrosados y los pulmones se encuentran generalmente congestionados, con apariencia más oscura de lo normal. (Friend y Franson, 2001). Es frecuente apreciar turbidez y finos depósitos amarillo-grises en los sacos aéreos. (Fritzsche y Gerriet, 1962). En las aves con infección aguda se observa aerosaculitis, pericarditis, perihepatitis y peritonitis con exudado

serofibrinoso y hepato-esplenomegalia. En las infecciones crónicas, observadas con frecuencia en especies psitácidas, puede observarse solamente esplenomegalia o hepatomegalia y decoloración del hígado. (Fraser, 1988). Se observa también enteritis serohemorrágica, congestión del tracto gastrointestinal, particularmente de la serosa (Steiner y Davis, 1985); los riñones pueden aparecer grises, tumefactos y friables; inflamación fibrinosa de pericardio, alargamiento del corazón. A veces se presenta exudado fibrinoso sobre vísceras abdominales y el páncreas aumenta de tamaño con pequeños focos necróticos. (Baez, 1994). En machos sexualmente activos, los microorganismos clamidiales inducen una orquitis o epididimitis resultando en una permanente infertilidad. (Ritchie *et al.* 1994)

b) Lesiones microscópicas

Histopatológicamente los órganos afectados muestran inflamación y necrosis. (Fowler y Miller, 2003)

Las lesiones titulares en los casos de psitacosis aguda sintomática están asociadas a la presencia del microorganismo en las distintas células tisulares. El bazo se encuentra infiltrado, leve o intensamente, por células mononucleares que contienen al microorganismo, y su contenido en hemosiderina a menudo está incrementado. (Carlyle y Duncan, 1990, Turner s.f.). Granulomas de células epitelioides en el hígado y neumonía con proliferación de células epiteliales en los capilares aéreos es común en los casos de infección crónica. (Ritchie *et al.* 1994)

Es común encontrar hiperplasia de las células reticuloendoteliales. Con frecuencia el hígado presenta lesiones focales constituidas por acúmulos celulares aislados que sufren necrosis y son reemplazadas por masas de material hialino amorfo. Sobre la cápsula del hígado puede observarse fibrina y linfocitos, mientras que el área portal es rica en linfocitos y células plasmáticas. (Carlyle y Duncan, 1990, Turner s.f.)

El epitelio tubular del riñón puede estar plagado de cuerpos LCL (diminutos cuerpos esféricos y basófilos descubiertos por Levinthal, Coles y Lillie). La destrucción de este epitelio es seguida por acumulación intersticial de células epitelioides y linfocíticas. (Carlyle y Duncan, 1990)

En los pulmones unos pocos alvéolos pueden contener exudado seroso, pero es rara la consolidación neumónica franca. (Carlyle y Duncan, 1990). Con frecuencia, la mucosa intestinal presenta erosiones, y la lámina propia subyacente y la submucosa están infiltradas con linfocitos y células plasmáticas. (Carlyle y Duncan, 1990)

Células epiteliales aumentadas de tamaño pueden estar vacuolizadas, y migraciones de linfocitos dentro del tejido dañado pueden ser vistos. Las lesiones del sistema nervioso central consisten en meningitis no purulenta. (Ritchie *et al.* 1994)

Lesiones crónicas subagudas son caracterizadas por anemia causada por panmielopatía en la médula ósea y deficiencias en los tejidos de macrófagos y heterófilos. La patogénesis de la panmielopatía no se encuentra determinada. Los casos crónicos se caracterizan por proliferación del tejido conectivo (hasta cirrosis) en hígado y riñones. (Ritchie *et al.* 1994)

4.1.13 Diagnóstico

El diagnóstico incluye: Historial clínico y examen físico, biometría hemática y química sanguínea, radiografías, diagnóstico por detección de antígeno y anticuerpos. (Birchard y Sherding, 1996)

a) Historia clínica y examen físico

Las aves recientemente importadas pueden estar en mayor riesgo, debido a la exposición elevada y al estrés asociado a la cuarentena. (Birchard y Sherding, 1996). Al examen clínico las aves pueden presentar datos normales y ser

portadores asintomáticos. Se sospecha de psitacosis en aves con plumaje insuficiente o erizado, pérdida de peso con signos de enfermedad gastrointestinal o respiratoria. (Birchard y Sherding, 1996)

b) Biometría hemática y química sanguínea

Puede observarse leucocitosis mayor de 40,000 leucocitos/ μ l, lo que demuestra heterofilia con desviación a la izquierda y heterófilos tóxicos en enfermedad aguda. También es común la monocitosis relativa, linfocitos reactivos y basofilia. La cuenta de leucocitos puede ser normal en casos subclínicos. (Birchard y Sherding, 1996; Kirk y Bonagura, 1994)

Es común el volumen bajo de glóbulos rojos aglomerados (PVC) sea en la enfermedad aguda como en la crónica. (Birchard y Sherding, 1996). Las proteínas séricas generalmente se encuentran elevadas como resultado de la estimulación inflamatoria crónica. (Birchard y Sherding, 1996). Los niveles de ALT, AST, ácidos biliares, ácido úrico, o ambos, pueden estar elevados, dependiendo del sistema orgánico afectado. (Birchard y Sherding, 1996; Kirk y Bonagura, 1994)

c) Radiografías

Es común que en la enfermedad crónica no se encuentren anomalías radiográficas. La hepatomegalia y esplenomegalia es el dato radiográfico más común. Puede haber nubosidad difusa y engrosamiento de los sacos aéreos en caso de aerosaculitis. (Birchard y Sherding, 1996; Kirk y Bonagura, 1994)

d) Diagnóstico diferencial

La hipertrofia tiroidea (debido a la deficiencia de yodo) o la presencia de ácaros (una especie de *Sternostoma*) pueden provocar dificultades respiratorias en las aves domésticas. Las infecciones por hemosporidias (especies de *Plasmodium*, *Leucocytozoon*, *Haemoproteus*) pueden causar esplenomegalia y disnea. La aspergilosis es frecuente en las aves. La influenza y la micoplasmosis

provocan signos y lesiones respiratorias. El cólera aviar puede provocar lesiones similares. (Fraser, 1988; Rojo, 2003)

e) Diagnóstico por detección de antígeno

- **Cultivo**

Este es el método de elección, pues resultados positivos son difícilmente cuestionables. El aislamiento de *Chlamydothila* en células de cultivo o huevos embrionados es actualmente usado como base comparativa para los otros test diagnósticos. Hisopados fecales u orales son los elegidos frecuentemente para cultivo, también exudados oculares y nasales. (Altman *et al.* 1997). El cultivo, puede presumiblemente detectarse *Chlamydothila* en muestras, conteniendo tan poco como 20 cuerpos elementales. (Ritchie *et al.* 1994)

- **Test de citología**

Las improntas de tejido y preparaciones húmedas o exudados fijados secos pueden examinarse de manera directa con un microscopio de luz ($\geq x 800$) y con procedimientos apropiados. La presencia de numerosos cuerpos esféricos, de 0.2 a 0.4 μm de diámetro, en especial cuando se encuentran en muchas células mononucleares, es indicativo de una infección. La tinción citoquímica, de preferencia es el método de Giménez, pero también la tinción de Giemsa, se puede emplear para obtener evidencia presuntiva de infección. (Calnek, 1995)

- **Test de reacción en cadena de polimerasa (PCR)**

Este test puede ser usado para ampliar la producción de fragmentos de alta especificidad de ADN de los genomas de *Chlamydothila* y por esto es altamente sensitivo y específico. (Altman *et al.* 1997)

- **Enzimoimmunoensayo (ELISA)**

La prueba inmunoabsorbente ligada a una enzima (Enzyme-linked immunosorbent assay), ha sido desarrollado para diagnosticar *C. trachomatis* en personas. Debido a que *C. psittaci* y *C. trachomatis* comparten algunos antígenos en común, algunos de estos test pueden ser útiles en aves. Estos test son más útiles para frotis de cloaca o muestras de tejido procedente de aves enfermas que podrían liberar cantidades grandes de *Chlamydochila*. (Altman *et al.* 1997)

f) Diagnóstico por detección de anticuerpo

Un resultado positivo en el test serológico solamente indica que el ave ha sido expuesta a *Chlamydochila* y se ha generado una respuesta inmunológica. Debido a que los títulos pueden persistir por largos periodos después de la infección (y tratamiento), títulos positivos no necesariamente indican que un ave esta activamente infectada. Un ave infectada persistentemente, genera una gran respuesta antigénica, y de esta simple manera, muchos títulos elevados es una evidencia presuntiva de infección. Para confirmar la infección serológicamente, muestras pares deben demostrar títulos crecientes, pero la apropiada colección de intervalos no ha sido determinada para todas las variedades de aves vistas por patólogos aviares. (Altman *et al.* 1997)

Aves con títulos positivos deben recibir un análisis de salud general (hemograma completo, química sanguínea, y test de ácidos biliares) para buscar signos clínicos adicionales de la enfermedad, deben ser muestreados con otro método (captura de antígenos o cultivo), debe de tratarse y reducir las posibilidades de infección, o debe ser aislado y re muestreado un día después. (Altman *et al.* 1997)

Títulos negativos no garantizan que el ave está libre de infección. Títulos medibles podrían no presentarse en una infección temprana, en aves jóvenes o inmunosuprimidas incapaces de generar una respuesta antigénica, y en algunas

especies de aves cuando títulos permanecen bajos a pesar de presentar infección. Tratamientos antibióticos anticlamidiales pueden también disminuir los títulos de anticuerpos. (Altman *et al.* 1997)

- **Fijación directa de complemento (FDC)**

El uso de antígeno preparado de *Chlamydophila* propagadas en cultivos celulares se usa en un micro procedimiento para detectar anticuerpos clamidiales en suero de pavo, aves silvestres y en aves psitácidas. Es una prueba relativamente sensible. (Calnek, 1995)

- **Aglutinación látex**

Esta prueba determina IgM séricas, lo cual indica infección en curso. (Birchard y Sherding, 1996). Este método se desarrolló para emplearse con suero de aves psitácidas. Su desventaja radica en que no es una prueba adecuada para todas las especies, y parece no ser de gran sensibilidad. (Calnek, 1995)

- **Prueba ELISA de anticuerpos bloqueadores. (BELISA)**

BELISA se realiza en 50 µl de suero. Esta prueba sensible determina IgG e IgM desde 1 a 2 semanas hasta 12 meses después de la infección. (Birchard y Sherding, 1996)

- **Tinción de anticuerpos fluorescentes (TAF)**

La tinción se realiza en raspados de conjuntiva, coanas, cloaca o frotis de impresiones de corazón, pulmón, hígado, bazo, sacos aéreos o contenido intestinal. Deben de estar presentes un gran número de microorganismos para que la prueba sea positiva, y las reacciones inespecíficas son comunes. (Birchard y Sherding, 1996)

- **Enzimoimmunoensayo (ELISA)**

La prueba inmunoabsorbente ligada a una enzima, ELISA (“Enzyme-linked immunosorbent assay”), se puede usar para descubrir y medir anticuerpos y antígenos. (Bennu, 2003)

El análisis de la enzima ligada a un sustrato inerte (ELISA) corresponde a un análisis inmunoenzimático. El antígeno o el anticuerpo primero se encuentra fijado a un sustrato y se adiciona antígeno o anticuerpo correspondiente, marcado con una enzima (conjugada); se lava el conjugado que no reaccionó y se mide la capacidad de hidrólisis de la enzima sobre su correspondiente sustrato específico. (Bennu, 2003)

Se emplea una enzima y un sustrato que da por producto color, por consiguiente la intensidad de cambio de color es proporcional a la cantidad de anticuerpo ligada a la enzima que se une, lo cual depende de la cantidad de anticuerpo presente en el suero de la prueba. El valor que aparece puede estimarse visualmente o con un espectrofotómetro. (Bennu, 2003)

Las técnicas de ELISA pueden ser clasificadas en competitivas y no competitivas, dependiendo de que el antígeno libre y el antígeno ligado a una enzima o fijado a una fase sólida compita por un número limitado de sitios activos de anticuerpos, o bien depende si el antígeno o anticuerpo a medir se le permite reaccionar con un exceso de reaccionante inmune. (Bennu, 2003)

Entre las ventajas, se citan su sensibilidad alta, la especificidad dependerá de la preparación del antígeno, aunque la lectura es objetiva. (Bennu, 2003)

- **Test de ELISA fase sólida**

Test de ELISA (enzima-inmuno-adsorción) modificado, basado en el principio del inmunoensayo fase sólida, que asegura resultados cuantitativos, semi-cuantitativos y cualitativos. (Bendheim *et al.* 1993)

- **Kit ImmunoComb para la prueba de anticuerpos de *Chlamydophila psittaci* en psitácidas**

ImmunoComb es una tarjeta plástica en forma de peine, en donde se encuentra adherido el antígeno purificado de *C. psittaci*. Esta técnica de ELISA nos da un indicio de la cantidad de anticuerpo presente en la muestra con la utilización de un estándar o calibrador. (Biogal, 2011)

El kit ImmunoComb para determinación de anticuerpos contra *Chlamydophila psittaci* en aves psitácidas fue desarrollado en 1993. (Bendheim *et al.* 1993). En el estudio nominado “Antibody Testing for *Chlamydophila psittaci* using a rapid ELISA-KIT”, ha sido determinada la fiabilidad de los kits ImmunoComb. (Bendheim *et al.* 1998). El kit ImmunoComb determina títulos de anticuerpos IgG contra *Chlamydophila psittaci*, generando resultados semicuantitativos. (Biogal, 2011)

- **Fundamento**

Se depositan las muestras de sangre aviar en el primer compartimiento. Al insertar el peine en el compartimiento A, los anticuerpos de las muestras previamente introducidas se aglutinan por si solas a los antígenos en el peine. (ImmunoComb, 1999)

Luego se inserta el peine en el siguiente compartimiento donde se encuentra una enzima marcada con un anti IgG aviar, que va a reaccionar con un complejo antígeno-anticuerpo. Al introducir el peine en este “conjugado”, los anticuerpos unidos se marcarán. (ImmunoComb, 1999). Después de varias etapas de lavados, se introduce el peine en el compartimiento donde la reacción enzimática toma lugar. Esto genera un cambio de color, el cual indica la cantidad de anticuerpos presentes. (ImmunoComb, 2007). Al finalizar se utiliza la “combo escala”, para convertir la intensidad de color a los niveles de inmunoglobulinas contra *C. psittaci*. (ImmunoComb, 2007)

4.1.14 Control y profilaxis

El gran número de huéspedes, entre ellos muchas aves de vida libre, no permite considerar métodos de erradicación. Tampoco se dispone de vacunas eficaces para el control de la enfermedad. El método que mejor resultado ha dado es la quimioprofilaxis de las aves, sobre la base de tetraciclina. Las aves psitácidas y otras se tratan con clortetraciclina al 1% y no más de 0,7% de calcio en la ración. Cuando se produce un brote de clamidiosis en una casa de venta de pájaros y aves, se debe imponer un embargo sobre la venta hasta que se tomen las medidas correspondientes. Las aves deberán ser tratadas con clortetraciclina en la ración durante 45 días; las jaulas y el local deben limpiarse y desinfectarse con cloruro de amonio cuaternario. En el caso de importación de aves, la medida de prevención consiste en administrar la medicación con clortetraciclina en la ración durante 45 días, ya sea en el país de origen o al llegar al lugar de destino. El tratamiento en masa se ha llevado a cabo también en granjas de cría de pavos. La vigilancia epidemiológica es necesaria para ubicar las granjas infectadas mediante procedimientos serológicos, ponerlas en cuarentena y administrar a los pavos la tetraciclina en la ración durante un periodo de 4 semanas. (Biblioteca Virtual en Salud, 2006)

- **Medidas de prevención de psitacosis**
 - No comprar aves y pájaros en la vía pública.
 - No comprar aves y pájaros en locales sin asesoramiento de un veterinario.
 - Exigir el certificado de sanidad cuando se compra un ave.
 - Mantener las aves en lugares ventilados.
 - Asegurar el espacio de la jaula, el que deberá ser acorde al tamaño del ave o al número de aves.
 - Limpiar diariamente las jaulas.

- Colocar en el piso de la jaula papel humedecido con desinfectante (formol al 1% o lavandina al 9%).
- Observar a las aves diariamente con respecto a su comportamiento y estado de salud.
- Consultar de inmediato a un veterinario ante la sospecha de enfermedad de las aves. No liberarlas, pues pueden difundir la enfermedad.
- En caso de muerte de un ave, colocarla en una bolsa de plástico, conservarla refrigerada y consultar de inmediato con un veterinario.

(INE, 2009)

4.1.15 Tratamiento

- **Psitácidos**

En las psitácidos la droga de elección es la tetraciclina, pudiendo administrarse en el alimento (clortetraciclina), o por vía parenteral (doxiciclina u oxitetraciclina) durante 45 días. (Jara, 2010)

Se recomiendan las siguientes modalidades para el tratamiento:

- **Alimento medicado:** el único alimento dado a las aves durante todo el tratamiento debe ser el alimento medicado. Su aceptación es variable, por lo tanto su consumo debe ser monitoreado; su aceptación se facilita adaptando a las aves a un alimento similar, pero no medicado. El tratamiento comienza cuando las aves lo aceptan como único alimento en su dieta. Ejemplos de alimentos medicados son: Dietas de afrecho preparados con maíz y arroz con 1% o más de clortetraciclina (CTC) y menos de 0.7% de calcio. Pellets y productos extraídos que contengan 1% de CTC. (Jara, 2010)
- **Agua medicada:** dosis de 400 mg de doxiciclina/litro de agua en cacatúas, y 400-600 mg/litro de agua en papagayos pueden mantener concentraciones terapéuticas adecuadas. No hay información para otras

especies, pero el uso empírico de 400 mg/litro de agua ha tenido éxito en muchas aves psitácidas (excluyendo a los periquitos). Puede presentarse toxicidad a la droga durante el tratamiento, siendo necesaria la vigilancia de un Médico Veterinario con experiencia. Los signos de toxicidad incluyen depresión, inactividad, disminución del apetito, orina verde o amarilla y pruebas hepáticas alteradas. Si esto ocurre, la medicación debe suspenderse hasta la recuperación, para luego, reiniciar el tratamiento con un régimen diferente. (Jara, 2010)

- **Doxiciclina oral:** la doxiciclina. Como jarabe, es la droga de elección para el tratamiento oral. Las dosis varían entre 25 a 50 mg/kg de peso una vez al día según la especie de ave. Si las aves regurgitan la droga, se usará otro método de tratamiento. (Jara, 2010)
- **Doxiciclina inyectable:** la inyección en el músculo pectoral es el método más fácil de tratamiento, pero no todas las formulaciones de doxiciclina están disponibles para esta vía. Las formulaciones disponibles de doxiciclina y oxitetraciclina de larga acción pueden causar irritación en el sitio de inyección, por lo que se sugiere esta vía sólo para iniciar el tratamiento en aves que rehúsan comer, o bien, en aquellas que están severamente afectadas. (Jara, 2010)
- Independiente de la forma de administración del antibiótico, no siempre se asegura la completa eliminación de la infección, de ahí que se recomiende la supervisión de un Médico Veterinario durante todo este período. Es importante considerar la posibilidad de reinfección de las aves tratadas, por lo que no deben exponerse a aves no medicadas a otras posibles fuentes de infección. (Jara, 2010)

Durante el tratamiento, es necesario proteger a las aves de un estrés como enfriamiento, transporte y malnutrición, ya que ellos reducen la efectividad del tratamiento y promueven el desarrollo de infecciones secundarias con otras bacterias o levaduras. Se debe observar diariamente a las aves y controlar el peso

cada 3-7 días; si no mantienen el peso, el tratamiento debe ser reevaluado por el Médico Veterinario. Es conveniente aislar las aves en jaulas limpias, evitando el hacinamiento, suministrándoles diariamente agua fresca y vitaminas, cuidando las altas concentraciones de calcio o de otros cationes bivalentes en la dieta, ya que ellos inhiben la absorción de las tetraciclinas. (Jara, 2010)

- **Humanos**

La infección se trata con antibióticos: la doxiciclina es la primera línea de tratamiento. Se pueden prescribir otros antibióticos, como:

- Azitromicina
- Eritromicina
- Moxiflacina
- Rifampina
- Tetraciclina

Nota: generalmente no se prescriben tetraciclina ni doxiciclina por vía oral a los niños, hasta que todos los dientes permanentes hayan comenzado a crecer, o a las mujeres embarazadas. El medicamento puede decolorar de manera permanente los dientes que aún se están formando. (Torres, 2010)

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Materiales

5.1.1 Recursos humanos

- Estudiante tesista.
- Estudiante epesista.
- Médica veterinaria del Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa.
- Asesores.

5.1.2 Recursos de campo

- 2 pares de guantes de cuero.
- 1000 ml de alcohol.
- 20 ml de clorhexidina al 0.5%.
- 1 libra de algodón.
- 1 libreta.
- 1 pluma permanente para escribir.
- 2 tiras de papel filtro (10 muestras por cada tira).
- 1 rollo de papel absorbente.
- 20 jeringas con agujas 27x13.

5.1.3 Recursos de laboratorio

- 1 cronómetro
- 1 rollo de papel toalla absorbente.
- 2 kits de “ImmunoComb” de 10 pruebas (20 pruebas de ELISA fase sólida).
Cada kit de “ImmunoComb” contiene:
 - Un peine “Comb” dividido en doce dientes, diez de ellos representan individualmente una prueba, el resto, un control positivo y uno negativo.

- Una bandeja para desarrollo de las pruebas, con reactivos internos.
- Dos tiras de papel absorbente con sus respectivos discos.
- Dos pinzas dispensadoras.
- Dos “Comb” escalas calibradas.

5.1.4 Recursos biológicos

- Aves psitácidas en cautiverio del Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa.

5.1.5 Recursos de referencia

- Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Internet.
- Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

5.2 Metodología

Se tomaron muestras de sangre en aves psitácidas en cautiverio del Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa. La sangre fue tomada por punción de la vena braquial, luego se procedió a procesar las muestras en el laboratorio mediante el test de “ImmunoComb” para determinar la prevalencia de anticuerpos circulantes contra *Chlamydophila psittaci*.

5.2.1 Criterios de inclusión

Aves psitácidas en cautiverio del Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa,

5.2.2 Ubicación del estudio

Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa.

5.2.3 Método de campo

- Captura de aves de forma manual.
- Sujeción de aves por medio de guantes y/o contención física.
- Desinfección de la zona a sangrar (vena braquial).
- Para la punción de la vena braquial se utilizó jeringas calibre 27, esto con el fin de evitarle lesiones de tipo vascular al ave. Cuando se recolectó la sangre, se tomó la precaución de no generar una contaminación cruzada de las muestras y/o generar una infección a las aves. Después de la extracción de sangre se ejerció hemostasis en donde se realizó la punción de la vena braquial.
- Al extraer la muestra de 0.5 cc de sangre por medio de la jeringa, se retiró la aguja y se dejó caer la sangre directamente en el papel filtro hasta rellenar el área circunscrita correspondiente.
- Las dos lamillas de papel filtro se dejaron secar a temperatura ambiente y fueron identificados respectivamente.
- Las muestras fueron colocadas en medio de papel toalla para evitar humedad, se guardaron en bolsas herméticas y se refrigeraron, inmediatamente fueron procesadas en el Laboratorio de Microbiología del la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.



5.2.4 Especies evaluadas

a) *Amazona autumnalis*

Mide 34 cm. y pesa 420 g. Es una Amazona bastante grande de frente color rojo.

El adulto es principalmente verde y más claro por debajo. La mitad terminal de las timoneras externas es verde amarillento claro. Generalmente exhiben algo de amarillo en las plumas de la cara. La coronilla y la parte posterior del cuello son de color azul claro con un escamado negro, y presenta algo de escamado negruzco en el pecho (sobre todo en las hembras). El vexilo externo de las primarias es azul y el de las 4 o 5 secundarias externas es rojo con la punta negra azulada. El iris es anaranjado. La cera y el pase del pico son de color cuerno amarillento, y pasan gradualmente hacia gris en la punta. El anillo ocular desnudo es amarillento claro y las patas son grisáceo opaco.

- **Hábitat**

Frecuenta bordes de bosque, áreas parcialmente taladas o intervenidas, arboledas dispersas en sitios despejados y con menos frecuencia, el dosel de bosques densos.

- **Reproducción**

Ubican su nido en un hueco desnudo en un árbol alto, generalmente muerto, y a menudo en un tocón de palma.

Ponen de 3 a 4 huevos. Se reproducen durante la estación seca. Los pichones abandonan el nido a principios de la estación lluviosa.

Figura 1. *Amazona autumnalis*



- **Alimentación**

Forrajean principalmente en las copas de los árboles altos, de donde toman frutos de palmas y semillas ariladas de *Virola*, *Casearia* y *Protium*, higos, semillas de leguminosas en maduración, brotes de hojas y algunas frutas cultivadas, como mangos y cítricos.

(INBio, 2000)

Figura 2. *Amazona auropalliata*

b) *Amazona auropalliata*

Mide 35 cm. y pesa 480 g. La nuca amarilla y la voz melosa constituyen sus características distintivas.

Los adultos son principalmente verdes con la región inferior más clara y un tinte azul en la coronilla, y una mancha amarilla grande en la parte de atrás de la nuca. El vexilo externo de las primarias es de color azul y el de las 4 secundarias más externas es rojo, con la punta azul. La cola presenta una faja terminal ancha verde amarillenta. El iris es anaranjado, el anillo ocular desnudo y las patas color grisáceo opacas. El pico gris progresa gradualmente hasta negruzco en la punta, y la cera es negruzca.



Los especímenes inmaduros carecen de amarillo en la nuca y exhiben un escamado fusco en la espalda y lados del cuello.

- **Hábitat**

Viven en el dosel y bordes de los bosques deciduos y de galería, y sabanas con árboles aislados; son menos frecuentes en bosques secundarios o en áreas de cultivo.

- **Reproducción**

Anidan en cavidades naturales sin revestimiento, tales como huecos en troncos viejos o muertos.

Es usual que pongan 3 huevos durante la estación seca.

- **Alimentación**

Se alimentan en las partes altas de los árboles en forma silenciosa. Comen frutos y semillas de *Cochlospermum vitifolium*, *Curatella americana*, frutos maduros, semillas de leguminosas, así como de flores y brotes.

(INBio, 2000)

c) *Amazona farinosa*

Mide 38 cm. y pesa 600 g. Es grande, sin marcas coloreadas en la cabeza; las mejores señas para distinguirla en el campo son la cera negruzca y el anillo ocular claro.

Los adultos son de color verde, más claro por debajo. Presentan un tinte azul opaco en las plumas de la parte superior y posterior de la cabeza, y un escamado negro en la parte posterior del cuello. El vexilo externo de las primarias es azul y el de las 3 ó 4 secundarias más externas es de color rojo, con la punta azul. La mitad distal de la cola es verde amarillento claro. Presenta un iris anaranjado y el anillo ocular desnudo blanco amarillento. El pico es de color cuerno, y pasa gradualmente a gris oscuro en la punta. Las patas son grisáceo opaco.

En los ejemplares juveniles el iris es café y el resto del cuerpo es igual al de los adultos

Figura 3. *Amazona farinosa*



- **Hábitat**

Prefiere áreas boscosas donde generalmente se mantiene en el dosel, aunque a veces desciende para alimentarse hasta los niveles medios e inclusive a la parte alta del sotobosque, sobre todo en los claros naturales y bordes. También frecuenta áreas entreabiertas y de crecimiento secundario cerca del bosque.

- **Reproducción**

Por lo general ubican su nido en cavidades naturales de árboles muertos, las cuales con frecuencia amplían.

Es usual que pongan 3 huevos. Se reproducen durante la estación seca.

- **Alimentación**

Son muy silenciosas mientras se alimentan, aunque los individuos juveniles emiten súplicas roncadas. Su alimento incluye frutos, semillas de muchos árboles del bosque, tales como palmas, higos, muchas vainas de leguminosas (Inga, Dussia); y algunas yemas y flores.

(INBio, 2000)

5.3 Método estadístico

Estuvieron sujetos a estudio un total de 20 aves psitácidas, que han estado expuestas a casos sospechosos de psitacosis, por lo que fueron seleccionadas por el personal del Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa.

- Para el análisis de la información se utilizó la siguiente fórmula:

$$P = \frac{\text{Número de Animales Positivos}}{\text{Número de Animales Muestreados}} * 100$$

5.4 Método de laboratorio

En el presente estudio se utilizó una variante de prueba de ELISA en fase sólida: ImmunoComb, test de detección de anticuerpos aviares contra *Chlamydophila psittaci*; el cual se basa en principio ELISA (enzima-inmuno-adsorción), obteniendo resultados cualitativos. La fase sólida es una placa de plástico en forma de peine.

5.5 Pasos efectuados para la realización de la prueba

- **Paso 1**

El kit se sacó de refrigeración (T 4º C), dejándose a temperatura del medio ambiente durante 60 min. Se utilizó una pinza plástica para abrir los compartimientos de las diferentes celdas que se encontraban selladas con papel aluminio. (Ver figura 4).



Figura 4. Reactivos.

- **Paso 2**

Se retiró el disco saturado con sangre de las tiras de papel. (Ver figura 5)

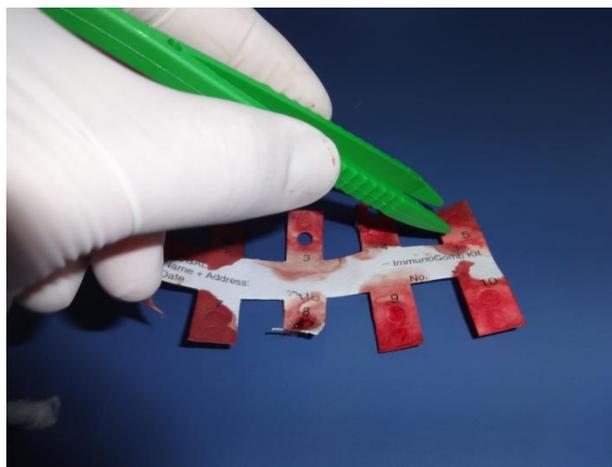


Figura 5. Selección de discos con sangre.

- **Paso 3**

Se insertó muy bien el disco en la fila A. Se sumergió en su totalidad en el líquido reactivo. Se prosiguió con las otras muestras. Se dejó por un tiempo de 1 hora a temperatura ambiente antes de dar inicio. (Ver figura 6).

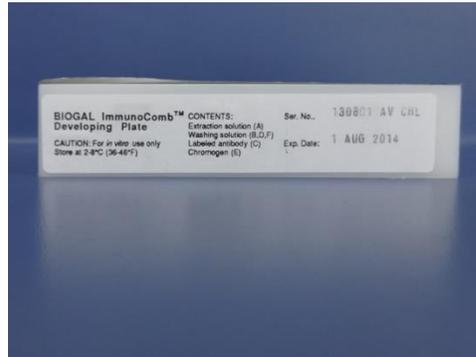


Figura 6. Muestra en el primer reactivo.

- **Paso 4**

Se insertó el peine “Comb” (con el lado impreso de frente) en todos los compartimientos categorizados con la letra A. Se realizó un movimiento al peine de abajo hacia arriba varias veces. Luego se dejó incubar a 37°C en los compartimientos del reactivo A por 20 minutos. Al perforar la cubierta de la sección del compartimiento B con las pinzas se continúa con el mismo procedimiento en las filas restantes al final de cada periodo de incubación. Sacudiendo y eliminando el exceso de líquido en una toalla de papel. Se lavó ambos lados del peine por 5 minutos, con agua de grifo limpia y fría. (Ver figura 7)



Figura 7. Introducción del peine “ImmunoComb”.

- **Paso 5**

El peine “Comb” se insertó en las celdas B y se dejó incubar por 2 minutos. Posteriormente se transfirió el peine a las celdas C y se deja incubar por un período de 20 minutos. Después de este período se lavó nuevamente con agua de grifo y se pasó en las celdas D por 2 minutos. (Ver figura 8)

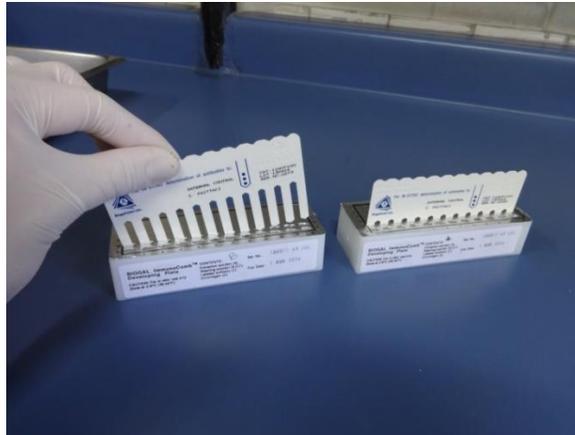


Figura 8. Lavado de peine “ImmunoComb”.

Se sacudió el peine y se transfirió a las celdas E por 10 minutos, para que la coloración se desarrollara. Se sacudió el peine con una toalla absorbente y se insertó en las celdas F por 2 minutos para fijar el color. Se retiró el peine del compartimiento F y se lavó. (Ver figura 9)

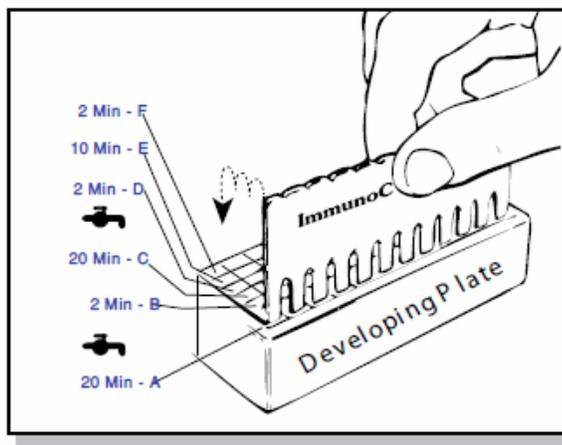


Figura 9. Tiempos por compartimiento. (Biogal, 2005)

- **Paso 6**

Para finalizar, se dejó secar al aire y se interpretaron los resultados utilizando la escala proporcionada por el distribuidor. Se anotaron los resultados. (Ver figura 10)

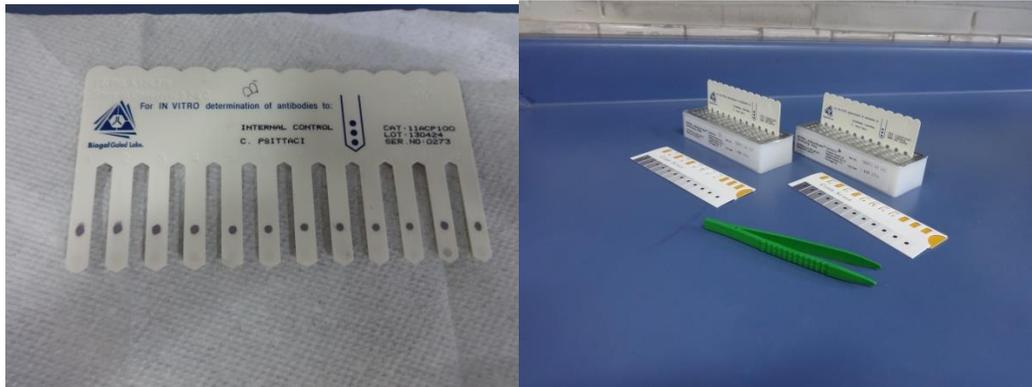


Figura 10. Análisis de resultados con “CombScale”

5.6 Lectura e interpretación de resultados.

ImmunoComb usa como soporte el peine, en donde se encuentra el antígeno de *Chlamydomphila psittaci*, este tiene unos círculos indicadores que cambian de color, de un tono gris claro a un tono gris oscuro, en presencia de anticuerpos contra *Chlamydomphila psittaci*. Por lo que se usa la escala de colores para comparar los títulos con el control positivo.

Los resultados del test aparecen inmediatamente. Cada diente del peine posee 3 secciones, en donde cada una representa:

- El puesto superior (referencia positiva) debe desarrollar un color gris visible para confirmar que el test ha sido procesado correctamente.
- El puesto intermedio (referencia negativa) debe permanecer blanco o volverse de coloración ligeramente gris.
- El desarrollo de cualquier escala en coloración oscura de gris (oscuro con respecto al resultado del test) indica una reacción no específica (cruzada) e invalida el test.
- El último puesto en el peine "Comb" es el puesto de *Chlamydomphila psittaci*.

Es interpretado de la siguiente forma:

- Una coloración blanca o ligera coloración gris, igual o menor que la parte referente negativa, el resultado es **NEGATIVO**
- Una coloración gris más oscura que la parte referente negativa, el resultado es **POSITIVO**.

(Biogal, 2005)

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

- Cuadro 1. Resultados de laboratorio “Kit A”.

KIT A			
No. AVE	ESPECIE	RESULTADO	
1	<i>Amazona autumnalis</i>	-	ACP Negativo S<1
2	<i>Amazona autumnalis</i>	+	ACP Positivo S≥4
3	<i>Amazona autumnalis</i>	+	ACP Positivo S=3
4	<i>Amazona farinosa</i>	-	ACP Negativo S<1
5	<i>Amazona farinosa</i>	-	ACP Negativo S<1
6	<i>Amazona auropalliata</i>	+	ACP Inconcluso S 1-2
7	<i>Amazona autumnalis</i>	+	ACP Positivo S≥4
8	<i>Amazona farinosa</i>	-	ACP Negativo S<1
9	<i>Amazona farinosa</i>	-	ACP Negativo S<1
10	<i>Amazona autumnalis</i> (90-180)	-	ACP Negativo S<1

- Cuadro 2. Resultados de laboratorio “Kit B”.

KIT B			
No. AVE	ESPECIE	RESULTADO	
1	<i>Amazona autumnalis</i>	-	ACP Negativo S<1
2	<i>Amazona auropalliata</i>	-	ACP Negativo S<1
3	<i>Amazona autumnalis</i>	-	ACP Negativo S<1
4	<i>Amazona autumnalis</i>	+	ACP Inconcluso S 1-2
5	<i>Amazona farinosa</i>	-	ACP Negativo S<1
6	<i>Amazona auropalliata</i>	-	ACP Negativo S<1
7	<i>Amazona autumnalis</i>	-	ACP Negativo S<1
8	<i>Amazona autumnalis</i>	+	ACP Positivo S=3
9	<i>Amazona auropalliata</i>	-	ACP Negativo S<1
10	<i>Amazona farinosa</i>	-	ACP Negativo S<1

ACP: Anticuerpo *Chlamydophila Psittaci*

S≥4: Escala (“CombScale”) mayor o igual a 4

S=3: Escala (“CombScale”) igual a 1

S 1-2: Escala (“CombScale”) entre 1 y 2

S<1: Escala (“CombScale”) menor a 1

- Cuadro 3. Resultados por especie *Amazona autumnalis*.

No.	ESPECIE	RESULTADO	
1.	<i>Amazona autumnalis</i>	-	Negativo
2.	<i>Amazona autumnalis</i>	+	Positivo
3.	<i>Amazona autumnalis</i>	+	Positivo
4.	<i>Amazona autumnalis</i>	+	Positivo
5.	<i>Amazona autumnalis</i>	-	Negativo
6.	<i>Amazona autumnalis</i>	-	Negativo
7.	<i>Amazona autumnalis</i>	-	Negativo
8.	<i>Amazona autumnalis</i>	+	Inconcluso
9.	<i>Amazona autumnalis</i>	-	Negativo
10.	<i>Amazona autumnalis</i>	+	Positivo

- Cuadro 4. Resultados por especie *Amazona auropalliata*.

No.	ESPECIE	RESULTADO	
1.	<i>Amazona auropalliata</i>	+	Inconcluso
2.	<i>Amazona auropalliata</i>	-	Negativo
3.	<i>Amazona auropalliata</i>	-	Negativo
4.	<i>Amazona auropalliata</i>	-	Negativo

- Cuadro 5. Resultados por especie *Amazona farinosa*

No.	ESPECIE	RESULTADO	
1.	<i>Amazona farinosa</i>	-	Negativo
2.	<i>Amazona farinosa</i>	-	Negativo
3.	<i>Amazona farinosa</i>	-	Negativo
4.	<i>Amazona farinosa</i>	-	Negativo
5.	<i>Amazona farinosa</i>	-	Negativo
6.	<i>Amazona farinosa</i>	-	Negativo

6 aves psitácidas positivas

$$P = \frac{6 \text{ aves psitácidas positivas}}{20 \text{ aves psitácidas muestreadas}} * 100$$

P= 30%

Se muestrearon 20 aves psitácidas seleccionadas por la encargada del lugar, en seis recintos diferentes, es importante hacer mención que no se autorizó la obtención del inventario total de aves por parte del IRTRA Mundo Petapa por lo que la población total de aves psitácidas es desconocida.

El treinta por ciento (30%) de aves psitácidas muestreadas en el Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa presentaron anticuerpos circulantes contra *Chlamydophila psittaci*.

Tres especies de aves psitácidas del género *Amazona sp.* se muestrearon en este estudio: *Amazona autumnalis*, *Amazona auropalliata* y *Amazona farinosa*; siendo *A. autumnalis* y *A. auropalliata* las únicas especies que presentaron anticuerpos circulantes contra *Chlamydophila psittaci*.

Ninguna de las aves muestreadas y con resultado positivo a la prueba de ELISA fase sólida “ImmunoComb” que determina la presencia de anticuerpos contra *Chlamydophila psittaci* presentaban signos clínicos de enfermedad en el momento del estudio. Esto concuerda con la conclusión de Altman en su libro Medicina Aviar y Cirugía: “En aves cautivas los portadores asintomáticos son los más comunes y sólo un leve porcentaje muestran evidencia clínica de la infección”. (Altman, 1997)

Según estudios previos, la prevalencia de anticuerpos contra *Chlamydophila psittaci* (antes *Chlamydia psittaci*) ha sido reportada en Guatemala en tres ocasiones:

En enero de 1991, se muestrearon 111 aves, de 9 especies diferentes haciéndose una comparación de dos métodos: Aglutinación por látex en el que 5.4% de aves muestreadas resultaron positivas a anticuerpos contra *Chlamydophila psittaci* (antes *Chlamydia psittaci*) y una modificación de test de ELISA denominado “KODAK Surecell”, en el cual 8.11% resultaron positivas (Mazariegos, 1991).

En septiembre de 1999, se muestrearon 101 aves psitácidas con el método “ImmunoComb en el Centro de Rescate y Conservación de Animales Silvestres (ARCAS) en Flores, Petén de las cuales 8 aves presentaron anticuerpos circulantes contra *Chlamydophila psittaci* (antes *Chlamydia psittaci*)”. (Cruz, 1999

En marzo de 2001, se muestrearon 58 aves psitácidas de 7 especies diferentes con el método “ImmunoComb” en el Zoológico Nacional “La Aurora” y se determinó una prevalencia de 34.5% de anticuerpos circulantes contra *Chlamydophila psittaci* (antes *Chlamydia psittaci*) (Chacón, 2001).

Los reactivos utilizados en este estudio denominados “ImmunoComb” ELISA fase sólida se obtuvieron directamente desde el laboratorio Biogal en Israel, debido a que en Guatemala no está disponible comercialmente, así que para realizar las pruebas serológicas, tuvieron que ser importados (Cuadro 6), el costo total fue de Q. 4103.40, se realizaron 20 pruebas, por lo que en promedio cada prueba tuvo un costo de Q. 205.20

- **Cuadro 6: Descripción de costos**

DESCRIPCIÓN	COSTO (Q)
2 Kits de “Immunocomb Avian “ <i>Chlamydophilla psittaci</i> ” Test	2132.14
Costo de envío, transporte aéreo Israel - Guatemala	1230.26
Impuesto IVA	396.16
Poliza consolidada	71.68
Permiso fitozoosanitario del MAGA	23.16
Timbres veterinarios	250.00
TOTAL	Q. 4103.40

En el historial de patologías de aves psitácidas en el IRTRA Mundo Petapa, sólo se tiene el registro de un brote de enfermedad que fue reportada como sospechosa de enfermedad de Pacheco, pero no se pudo comprobar ya que no se realizó ningún tipo de prueba específica para hacer un diagnóstico fiable, solamente se dio por sospechosa mediante examen clínico. La enfermedad se

presentó en pichones de *Amazona spp.* trasladados del IRTRA de Retalhuleu al IRTRA Mundo Petapa, producto de un decomiso de 147 pichones por parte del Consejo Nacional de Áreas Protegidas (CONAP).

El tratamiento que a elección para las aves psitácidas positivas o sospechosas de enfermedad según el presente estudio en el IRTRA Mundo Petapa consistió en doxiciclina a una dosis 300 miligramos por kilogramo de alimento durante diez días en el alimento, por el ciclo evolutivo intracelular de *Chlamydophila psittaci* la literatura indica que el tratamiento debe mantenerse durante 45 días, se justifica la médica veterinaria de IRTRA Mundo Petapa a elegir un tratamiento de diez días en el IRTRA Mundo Petapa debido a que se tiene conocimiento que la doxiciclina tiene efectos secundarios adversos en las aves psitácidas si se alarga el tratamiento y al no haber manifestación clínica de la enfermedad durante el estudio no parecía viable alargar el tratamiento.

La presentación de anticuerpos contra *Chlamydophila psittaci* indica que las aves estuvieron en contacto con este agente patógeno recientemente, por lo que no es indicadora precisa de enfermedad, aunque el tratamiento preventivo también debe enfocarse a que pueden presentarse aves portadoras asintomáticas.

La sensibilidad de ImmunoComb aviar fase sólida es de 95%, la sensibilidad es alta, lo indica que las seis aves con resultado positivo en el estudio presentan anticuerpos contra *Chlamydophila psittaci*, mientras la especificidad es del 85%, por lo que existe la probabilidad que de las catorce aves con resultado negativo dos de ellas presenten un resultado positivo.

Las aves no están identificadas, en el pasado lo estuvieron con un anillo numerado, sin embargo la mayoría de aves lo han perdido y otras aves tienen el anillo pero ya no es legible el número de identificación, actualmente la identificación de la aves del género *Ara spp.* dentro del IRTRA Mundo Petapa, se está llevando a cabo mediante introducción de microchips.

VII. CONCLUSIONES

- El treinta por ciento (30%) de aves psitácidas muestreadas en el Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa presentan anticuerpos circulantes contra *Chlamydophila psittaci*. Tres especies de aves psitácidas del género *Amazona sp.* fueron muestreadas en este estudio: *Amazona autumnalis*, *Amazona auropalliata* y *Amazona farinosa*, siendo *A. autumnalis* y *A. auropalliata* las especies que presentaron anticuerpos circulantes contra *Chlamydophila psittaci*.

VIII. RECOMENDACIONES

- Se recomienda cuarentena y tratamiento de aves con resultado positivo y aves que tuvieron un resultado inconcluso con doxiciclina durante 45 días en la comida o agua de bebida.
- Se recomienda con fin preventivo el tratamiento de todas las aves que estuvieron en contacto con aves positivas o sospechosas, hacer cuarentena y tratarlas con doxiciclina durante 45 días en la comida o agua de bebida.
- Se recomienda identificar a las aves psitácidas, lo cual facilitaría agrupar en diferentes recintos las aves psitácidas sanas de aquellas con historial de patología alguna.
- Se recomienda al personal encargado del área de aves, si presentan síntomas de enfermedad respiratoria crónica consultar a un médico.

IX. RESUMEN

El presente estudio fue realizado en el Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa. En este estudio se obtuvieron muestras sanguíneas de 20 aves psitácidas de 3 especies del género *Amazona sp.*: *Amazona autumnalis*, *Amazona auropalliata* y *Amazona farinosa*. Las muestras sanguíneas fueron procesadas en el Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala mediante prueba de ELISA fase sólida “ImmunoComb”.

Esta investigación de tipo descriptiva surge ante la necesidad de actualizar datos sobre la psitacosis en Guatemala, cuya presencia ha sido reportada en estudios previos.

El resultado obtenido indica que treinta por ciento (30%) de aves psitácidas muestreadas en el Instituto de Recreación de los Trabajadores de la Empresa Privada de Guatemala (IRTRA) Mundo Petapa presentan anticuerpos circulantes contra *Chlamydophila psittaci*, tres especies de aves psitácidas del género *Amazona sp.* fueron incluidas en este estudio, entre las especies que presentaron anticuerpos circulantes contra *Chlamydophila psittaci* están *Amazona autumnalis* y *A. auropalliata*, mientras *Amazona farinosa* no presentó anticuerpos circulantes.

SUMMARY

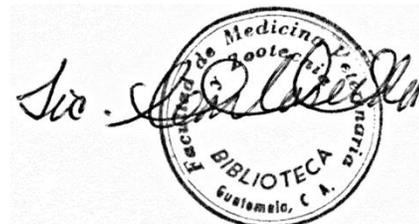
This research took place at the Institute's Recreation of the Workers of the Company Private from Guatemala "IRTRA (by its acronym in Spanish) Mundo Petapa". In this study were obtained blood samples from 20 psittacine birds of 3 species of the genus *Amazona sp.*: *Amazona autumnalis*, *Amazona auropalliata* and *Amazona farinosa*. The blood samples were processed in the laboratory of Microbiology of the Medicine Veterinary's School of the University of San Carlos of Guatemala, these tests were processed using ELISA "ImmunoComb" solid-phase test.

This descriptive research comes before the need for updating epidemiological data about psittacosis in Guatemala, whose presence has been reported in previous studies.

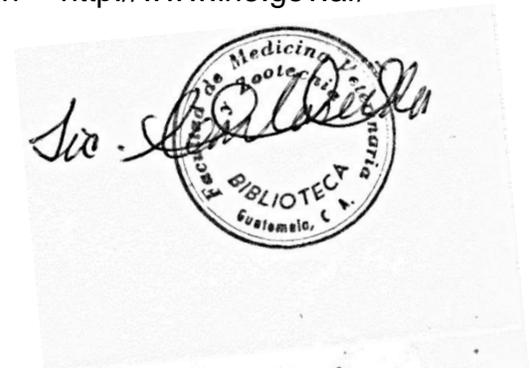
The result indicates that thirty percent (30%) of psittacine birds sampled in the Institute's Recreation of the Workers of the Company Private from Guatemala "IRTRA, Mundo Petapa" have circulating antibodies against *Chlamydophila psittaci*, three species of psittacine birds of the genus *Amazona sp.* were included in this study, among the species that were circulating antibodies against *Chlamydophila psittaci* are: *Amazona autumnalis* and *A. auropalliata*, while in *Amazona farinosa* there was no circulating antibodies

X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

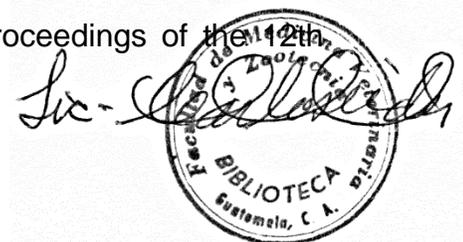
1. Altman, R; Clubb, S; Dorrestein, G; Quesenberry, K. 1997. Avian Medicine and surgery. WB Saunders Company. US. p. 364-377.
2. Bendheim, U; Wodowski, I; Ordoñez, M; Naveh, A. 1994. The development of an ELISA-kit for antibody determination in birds including poultry and psittacines. Proceedings of Deutsch Veterinarmedizinische Gesellschaft, Munchen, DE. p. 5-10.
3. Bennu, D. 2003. Some facts about psittacosis. (en línea). Consultado 4 sep. 2006. Disponible en <http://research.amnh.org/users/nyneve/-psittacosis.html>.
4. Biblioteca Virtual en Salud. Brasil. 2006. Clamidirosis Zoonótica (en línea) Consultado 05 oct. 2012. Disponible en http://bvs1.panaftosa.org.br/local/file/textoc/Acha_v2_clamidirosis_zoonotica.pdf.
5. Biogal, Galed Labs. 2011. Avian Chlamydia psittaci (Chlamydia psittaci) Antibody Test Kit. Tel Aviv, IL. p.1-5.
6. Borie, C; Jara, M. 2010. Psitacosis un enfermedad asociada a las aves de compañía. (en línea). Consultado 06 oct. 2012. Disponible en <http://www.tecnovet.uchile.cl/index.php/RT/article/view/10503/10557>.
7. Calnek, BW. 1995. Enfermedades de las aves. Ed. Manual Moderno. MX. p. 379-395.
8. Carlyle, T; Duncan, R. 1990. Patología Veterinaria. Ed. Hemisferio Sur S.A. Buenos Aires, AR. Vol. 2. p. 551-554.



9. Chacon, GA. 2001. Determinación de la presencia de anticuerpos contra *Chlamydia psittaci* en aves psitácidas nativas y exóticas cautivas del Zoológico Nacional “La Aurora” y en el personal encargado de los animales mediante método de ELISA. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. pp 50-63.
10. Cruz, AP. 1999. Determinación de los niveles de anticuerpos contra *Chlamydia psittaci* en aves psitácidas cautivas en el Centro de Rescate y Conservación de Animales Silvestres (ARCAS) en el departamento de Petén, República de Guatemala. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. pp. 40-51.
11. Fowler, ME; Miller, RE. 1986. Zoo and Wild Animal Medicine. WB Saunders Company, US. p. 350-351.
12. Friend, M; Franson, J. 2001. Field Manual of Wildlife Diseases. General Field procedures and Diseases of Birds. USGS Biological Resources Division. National Wildlife Health Center. Washington, D.C, US. p. 112-113.
13. Fritzsche, K; Gerriets, E. 1962. Enfermedades de las aves. Ed. Acribia. Zaragoza, ES. p. 215-216.
14. INE (Instituto Nacional de Epidemiología, AR).2009. Psitacosis. (en línea). Consultado 05 oct. 2012. Disponible en http://www.ine.gov.ar/prom_pdfs/PSITACOSIS.pdf.

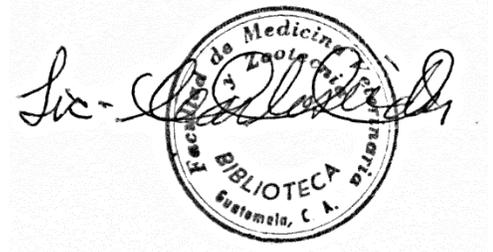


15. ImmunoComb 2007. Instructions Manual for Avian Chlamydochlamydia Psittaci (Chlamydia psittaci) antibody test kit. IL. p. 1-4.
16. Instituto Nacional de Biodiversidad de Costa Rica (INBio) 2000. Species of Costa Rica. (en línea). Consultado 05 oct 2012. Disponible en <http://darnis.inbio.ac.cr/ubisen/FMPro?>
17. Iowa State University: The Center For Food Security And Public Health, US. 2009. Clamidiosis Aviar. (en línea). Consultado 05 oct. 2012. Disponible en http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/clamidiosis_-aviar.pdf.
18. Kirk, R; John, B. 1994. Terapéutica Veterinaria de Pequeños Animales. Ed. McGraw-Hill. Madrid, ES. p. 1279-1281.
19. Lublin, A; Leiderman, E; Mechani, S; Malkinson, M. 1997. Influence of ambient temperature on shedding of *Chlamydia psittaci* pigeons. The 4th Conference of the European Committee of the Association of Avian Veterinarians. London, UK. p. 1-2.
20. Mason, RJ; Broaddus, CV; Martin, TR. 2010. Respiratory Medicine: Pyogenic Bacterial Pneumonia and Lung Abscess. 5a. ed. Saunders Elsevier; Philadelphia, US. p. 190-215
21. Mazariegos, MI. 1991. Determinación de anticuerpos circulantes contra *Chlamydia psittaci* en aves psitácidas nativas en cautiverio. Tesis Med, Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina y Zootecnia. pp. 64-77.
22. Morales, C. 2007. Demonstration of Chlamydochlamydia psittaci in birds kept in cavity and its relation to human seroconversion. Proceedings of the 12th



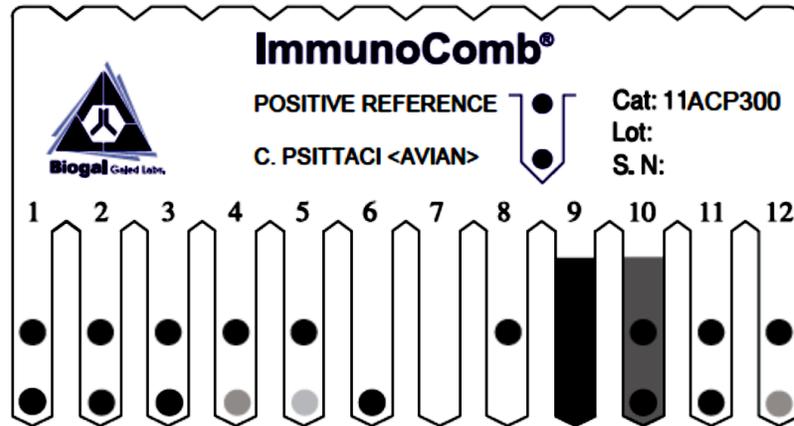
International Conference of the Association of Institutions for Tropical Veterinary Medicine (AITVM), Montpellier, FR, p. 389.

23. Phalen, DN; Hofls, M; Dahlhausen, B; Styles, D. 1999. Diagnosis of Chlamydia psittaci infections in cocktiels and columbiformes. Proceedings: New Orleans, Luisiana, US. p. 77-89.
24. Ritchie, BW; Harrison, GJ; Harrison, LR. 1994. Avian Medicine: Principles and Application. Wingers Publishing, Inc.; Lake Worth Florida, US. p. 984-996.
25. Stanchi, NO. 2007. Microbiología Veterinaria: Chlamydia. Buenos Aires, AR. Ed. Intermédica. p. 356-362.
26. Steiner, CV; Davis, RB. 1985. Patología de las aves enjauladas. Trad. Pedro Ducar Maluenda. Acribia, S.A. Zaragoza, ES. p. 109-113.
27. VDH (Virginia Department of Health, US). 2011. Psitacosis (en línea) Consultado 06 oct. 2012. Disponible en <http://www.vdh.state.va.us/-epidemiology/factsheets/spanish/Psittacosis.html>.



XI. ANEXOS

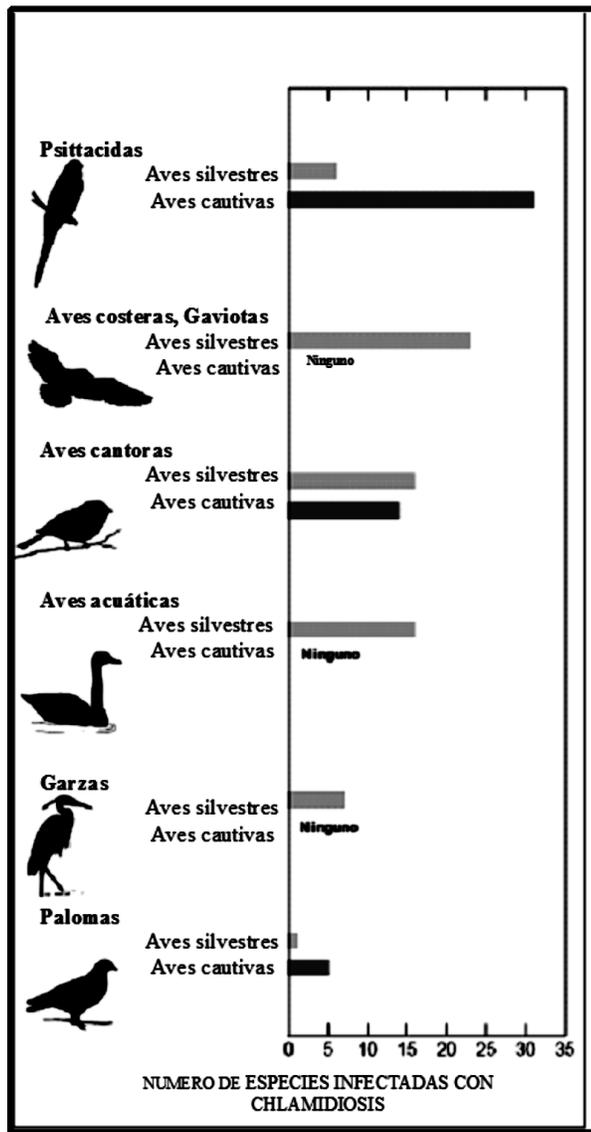
- **Figura 11.** Interpretación de resultados con “CombScale”



TOOTH No.	RESULTS	REMARKS AND SCORES ("S")
1, 3	Dark purple-grey	ACP Positive S ≥4
2, 11	Medium purple-grey	ACP Positive S=3
4, 12	Light purple-grey	ACP Positive/Inconclusive* S1-2
5, 8	White	ACP Negative S<1
6	No Positive reference spot	Invalid test
7	Both spots white	Invalid test
9	High background color with no spots.	Invalid Test
10	High background color with both spots in dark color.	ACP Positive
* Low antibody titers may not be significant in large psittacines.		

(Biogal Galed Labs, 2011)

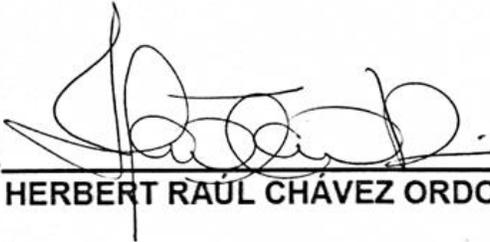
- **Figura 12.** Prevalencia de *Chlamydophila psittaci* en aves.

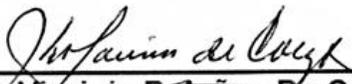


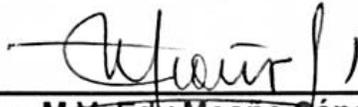
(Friend y Franson, 2001)

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA

DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE ANTICUERPOS
CONTRA *Chlamydophila psittaci* MEDIANTE PRUEBA DE ELISA
EN AVES PSITÁCIDAS EN CAUTIVERIO DEL INSTITUTO DE
RECREACIÓN DE LOS TRABAJADORES DE LA EMPRESA
PRIVADA DE GUATEMALA (IRTRA) MUNDO PETAPA.

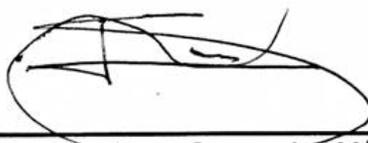
f. 
HERBERT RAÚL CHÁVEZ ORDOÑEZ

f. 
M.V. Virginia Bolaños De Gorzo
ASESORA PRINCIPAL

f. 
M.V. Edy Meoño Sánchez
ASESOR

f. 
M.Sc. Dennis Sigfried Guerra Centeno
EVALUADOR

IMPRÍMASE

f. 
M.Sc. Carlos Enrique Saavedra Vélez
DECANO

