

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

"PREVALENCIA DE MICOPLASMOSIS Y SALMONELOSIS EN AVES PSITACIDAS
NATIVAS, EN LA ASOCIACION DE RESCATE Y CONSERVACION DE VIDA
SILVESTRE (ARCAS), EN EL MUNICIPIO DE FLORES, DEPARTAMENTO DE
EL PETEN".



AL CONFERIRSELE EL TITULO DE

MEDICO VETERINARIO

GUATEMALA, ENERO DE 1996.

10
T(678)
c. A

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

EN CUMPLIMIENTO CON LOS PRECEPTOS LEGALES QUE ESTABLECEN LAS LEYES Y REGLAMENTOS DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA PRESENTO A SU CONSIDERACION EL TRABAJO DE TESIS TITULADO:

PREVALENCIA DE MICOPLASMOSIS Y SALMONELOSIS EN AVES PSITACIDAS NATIVAS, EN LA ASOCIACION DE RESCATE Y CONSERVACION DE VIDA SILVESTRE (ARCAS), EN EL MUNICIPIO DE FLORES, DEPARTAMENTO DE EL PETEN".

QUE ME FUERA APROBADO POR LA JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA, PREVIO A OBTENER EL TITULO PROFESIONAL DE:

MEDICO VETERINARIO

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

DECANO:	Dr. JOSE PEREZCANTO F.
SECRETARIO:	Dr. HUMBERTO MALDONADO
VOCAL PRIMERO:	Lic. ROMULO GRAMAJO LIMA
VOCAL SEGUNDO:	Dr. OTTO LIMA LUCERO
VOCAL TERCERO:	Dr. MARIO MOTTA
VOCAL CUARTO:	Br. HANIA RUIZ
VOCAL QUINTO:	Br. LUIS SANDOVAL

ASESORES

Dra. LUCERO SERRANO DE GAYTAN

Dr. OSCAR MURGA

Dr. ALAND E. PALACIOS ROSALES

ACTO QUE DEDICO:

A DIOS TODOPODEROSO.

A LA VIRGEN SANTISIMA

A MIS PADRES:

HUGO WILLIAM AVILA DIAZ
BASILIA KRISTANCIC DE AVILA, sea
para ustedes este triunfo, como una
mínima recompensa a su apoyo
incondicional, entrega constante y
múltiples sacrificios.

A LA MEMORIA DE MIS ABUELOS:

STEFANO KRISTANCIC
MARIA CVETREZNIK DE KRISTANCIC
JOSEFINA DIAZ DE AVILA
JOSE RUBEN AVILA
Flores sobre sus tumbas

A MIS HERMANOS:

HUGO WILLIAM, MARITZA Y ROMANO

A MIS SOBRINOS:

ROBERTO, GUILLERMO, HUGO GUSTAVO,
JENNIFER, WILLIAM Y MARIA JOSE
con especial cariño.

A LAS FAMILIAS:

AVILA DIAZ
PEDROZA DIAZ
CHAVEZ AVILA
MOLINA IBARRA
PERALTA LIMA

A MIS AMIGOS EN GENERAL

DEDICO ESTA TESIS

A MI PATRIA:

GUATEMALA

A LA UNIVERSIDAD DE
SAN CARLOS DE GUATEMALA

A LA FACULTAD DE MEDICINA
VETERINARIA Y ZOOTECNIA

A MIS ASESORES:

Dra. LUCERO SERRANO
Dr. OSCAR MURGA
Dr. ALAND E. PALACIOS

A TODOS Y CADA UNO DE MIS
CATEDRATICOS

AL CENTRO DE RESCATE DE LA
ASOCIACION DE RESCATE Y
CONSERVACION DE VIDA SILVESTRE
(ARCAS), EN FLORES, PETEN:

POR SU INVALUABLE LABOR EN
LA PRESERVACION DE LA BELLEZA
NATURAL DE NUESTRO PAIS

A MIS COMPANEROS DE PROMOCION
Y AMIGOS, EN ESPECIAL A:

ALAND PALACIOS, NERY HERRERA,
JORGE RODRIGUEZ, VICTOR M.
ORELLANA, LEONEL E. ESTEVEZ
WILFREDO HERNANDEZ, ROLANDO
PINEDA, JUAN PABLO QUINONEZ,
ALEJANDRO JUAREZ, CONSUELO
PALOMO, ESTUARDO LOPEZ GARCIA,
ESTUARDO FUENTES, ERICK CABA-
LLEROS, MARVIN PACHECO.

AL PERSONAL TECNICO DE LA
ASOCIACION DE RESCATE Y
CONSERVACION DE VIDA
SILVESTRTE (ARCAS) DE
FLORES, PETEN.

AGRADECIMIENTO

DESEO PATENTIZAR MI AGRADECIMIENTO A TODOS AQUELLAS PERSONAS QUE DE UNA U OTRA FORMA, CONTRIBUYERON A LA REALIZACION DEL PRESENTE TRABAJO, ESPECIALMENTE A:

A MIS ASESORES:

Dr. OSCAR MURGA
Dra. LUCERO SERRANO
Dr. ALAND E. PALACIOS
por su valiosa y desinteresada ayuda.

AL PERSONAL TECNICO DEL CENTRO DE RESCATE Y CONSERVACION DE VIDA SILVESTRE DEL MUNICIPIO DE FLORES, DEPARTAMENTO DE EL PETEN POR SU COOPERACION EN LA REALIZACION DE ESTA INVESTIGACION.

I N D I C E

I.	INTRODUCCION	1
II.	HIPOTESIS	3
III.	OBJETIVOS	4
IV.	REVISIÓN BIBLIOGRAFICA	5
IV.1	MICOPLASMOSIS.....	5
IV.1.1	Enfermedad Crónica Respiratoria	5
IV.1.2	Historia	6
IV.1.3	Etiología	7
IV.1.4	Distribución	7
IV.1.5	Susceptibilidad	8
IV.1.6	Transmisión	8
IV.1.7	Morbilidad y Mortalidad	9
IV.1.8	Signos Clínicos	10
IV.1.9	Lesiones	11
IV.1.10	Diagnóstico.	11
IV.1.11	Tratamiento	14
IV.1.12	Prevención y Control	14
IV.2	SINOVITIS INFECCIOSA	16
IV.2.1	Historia	16
IV.2.2	Etiología	17
IV.2.3	Distribución	17
IV.2.4	Susceptibilidad	17
IV.2.5	Transmisión	18
IV.2.6	Período de Incubación	18
IV.2.7	Morbilidad y Mortalidad	18
IV.2.8	Signos Clínicos	18

IV.2.9	Lesiones	19
IV.2.10	Diagnóstico	20
IV.2.11	Tratamiento	20
IV.2.12	Prevención y Control	21
IV.3	SALMONELOSIS	22
IV.3.1	Pullorosis	22
IV.3.2	Historia	23
IV.3.3	Etiología	24
IV.3.4	Distribución	24
IV.3.5	Susceptibilidad	25
IV.3.6	Transmisión	25
IV.3.7	Período de Incubación	26
IV.3.8	Morbilidad y Mortalidad	26
IV.3.9	Signos Clínicos	27
IV.3.10	Lesiones	28
IV.3.11	Diagnóstico	30
IV.3.12	Diagnóstico Diferencial	32
IV.3.13	Prevención y Control	32
IV.4	TIFOIDEA AVIAR	34
IV.4.1	Historia	34
IV.4.2	Etiología	35
IV.4.3	Distribución	35
IV.4.4	Susceptibilidad	36
IV.4.5	Transmisión	36
IV.4.6	Período de Incubación	37
IV.4.7	Morbilidad y Mortalidad	37
IV.4.8	Signos Clínicos	37

IV.4.9	Lesiones	37
IV.4.10	Diagnóstico	38
IV.4.11	Diagnóstico Diferencial	39
IV.4.12	Prevención y Control	39
V.	MATERIALES Y METODOS	41
V.1	Area de estudio.....	41
V.2	Descripción del universo.....	41
V.3	MATERIALES.....	42
V.3.1	Biológico.....	42
V.3.2	De campo y laboratorio.....	42
V.3.3	Recurso humano.....	43
V.4	METODOLOGIA A NIVEL DE CAMPO.....	43
V.5	PROCEDIMIENTO DE LABORATORIO.....	44
V.5.1	Procedimiento para la prueba rápida en placa..	44
V.6	ANALISIS DE RESULTADOS.....	45
V.7	FINANCIAMIENTO.....	46
VI.	RESULTADOS Y DISCUSION.....	47
VII.	CONCLUSIONES.....	52
VIII.	RECOMENDACIONES.....	54
IX.	RESUMEN.....	56
X.	ANEXOS.....	58
XI.	APENDICE.....	74
XII.	BIBLIOGRAFIA.....	76

I. INTRODUCCION

En la República de Guatemala, gracias a su situación geográfica y climatológica, existe una gran diversidad de especies de flora y fauna. Debido a esto, nuestro país ha atraído el interés de propios y extraños, para la realización de estudios relacionados con su riqueza ecológica los cuales se han hecho cada vez, con más énfasis en la preservación de especies que se encuentran en peligro de extinción. Muchas de estas especies animales son cazadas por su belleza, para ser vendidas dentro o fuera del país, lo que además de agravar el peligro en el que se encuentran, contribuye también a la diseminación de enfermedades, para las que, hasta la fecha, no se ha llevado un adecuado control (33).

Un ejemplo claro de lo anterior, es lo que sucede con las aves psitácidas, las cuales, se encontraban en abundancia libremente en los zonas boscosas cálidas húmedas y semihúmedas de nuestro país; en la actualidad su número ha disminuído considerablemente debido a la depredación. Aunque existen medidas legislativas que tienden a proteger a estas especies, es muy difícil evitar el contrabando dentro y fuera del territorio nacional.

Además de medidas legales que favorezcan la preservación de las especies, es de vital importancia establecer medidas sanitarias, las cuales basadas en estudios de prevalencia, contribuyan en un futuro a sentar bases sólidas en la elaboración de programas profilácticos. Tal es el caso de

enfermedades como la Micoplasmosis y la Salmonelosis, de las que se sospecha su presencia, pero se carece de datos confiables que sirvan para profundizar su estudio en dichas especies de aves.

El propósito de el presente trabajo es demostrar la presencia de reactores positivos a Mycoplasma spp. y a Salmonella spp. en una población controlada de aves psitácidas en el centro de rescate e investigación de la Asociación de Rescate y Conservación de vida Silvestre (ARCAS), ubicado en el municipio de Flores, departamento de El Petén; utilizando la prueba rápida en placa.

II. HIPOTESIS

Las aves psitácidas nativas en el centro de rescate de ARCAS, municipio de Flores, departamento de El Petén poseen anticuerpos circulantes contra Salmonella spp. y contra Mycoplasma spp.

III. OBJETIVOS

GENERALES

1. Contribuir a el estudio de las enfermedades infecto-contagiosas que afectan a las aves psitácidas en Guatemala.

ESPECIFICOS

1. Determinar la presencia de anticuerpos circulantes contra Mycoplasma spp. y Salmonella spp. en aves psitácidas en el centro de rescate e investigación de la Asociación de Rescate y Conservación de Vida Silvestre (ARCAS) en el municipio de Flores, departamento de El Petén.

IV. REVISION BIBLIOGRAFICA.

IV.1 MICOPLASMOSIS

DEFINICION

La Mycoplasmosis es una enfermedad provocada por el Mycoplasma gallisepticum y Mycoplasma sinoviae constituyendo uno de los problemas sanitarios más difíciles en la cría avícola actual (29,35).

Dependiendo del agente que esté provocando el problema, así se denominará la entidad patológica propiamente dicha. De esa cuenta tenemos que la Enfermedad Crónica Respiratoria es causada por el Mycoplasma gallisepticum, mientras que la Sinovitis infecciosa es causada por el Mycoplasma sinoviae (29).

IV.1.1 ENFERMEDAD CRONICA RESPIRATORIA

La Enfermedad Crónica Respiratoria es una afección infecto-contagiosa de las vías respiratorias de las aves, caracterizada por estertóres, tos y exudado nasal. Las manifestaciones clínicas se desarrollan con lentitud y la enfermedad sigue un curso prolongado (11,20,29,35).

La enfermedad se caracteriza por que puede presentarse en forma subclínica. Los animales infectados no presentan signos clínicos evidentes de la Enfermedad Crónica Respiratoria y pueden presentar reacciones postvacunales severas y prolongadas, o fracasan en su intento de recuperarse de otras enfermedades respiratorias (11,20,26,29).

En los pavos, la enfermedad se manifiesta por una inflamación del seno infraorbitario, por lo que se le ha llamado Sinusitis

infecciosa (3,17,29,41).

Puede observarse que en algunos casos la Enfermedad Crónica Respiratoria se complica con otras bacterias, como la **E. coli**, **Haemophilus influenzae**, coriza infecciosa, y algunos virus como el de la enfermedad de Newcastle, Bronquitis infecciosa y otros causando el síndrome conocido como Enfermedad Crónica Respiratoria Complicada (11,20,29,30).

IV.1.2 HISTORIA

La Enfermedad Crónica Respiratoria Complicada fué reportada por primera vez, por Delaplane y Stuart (1943). Dodd, en 1905, expone la infección en los pavos en tanto que Dickinson y Hinshaw en 1938, reportaron la Sinusitis Infecciosa de los Pavos, producida por Mycoplasma gallisepticum (17,29).

En 1936, Nelson, describió los llamados corpúsculos cocobacilares que han sido identificados como idénticos a los organismos del tipo pleuroneumónico (PPLO) y que se tienen como agentes causantes de la Enfermedad Crónica Respiratoria Complicada (1,20,29).

Markham y Wong, sugirieron que éstos eran miembros del grupo de los de la pleuroneumonía (Mycoplasmas), ya que se caracterizaban por la tendencia a provocar diferentes lesiones, con sintomatología definida, la más frecuente de ellas de tipo respiratorio (8,10).

IV.1.3 ETIOLOGIA

El agente mide de 130 a 200 milimicras y está desprovisto de pared celular, y es capaz de aglutinar glóbulos rojos de gallina al 0.75% (1,29,30).

Los embriones de pollo inoculados con el microorganismo mueren generalmente a los 4-8 días de la inoculación, y puede apreciarse en ellos congestión, esplenomegalia, hepatitis y en algunos casos pericarditis (10,41).

El germen se tñe con Giemsa: en medios artificiales requiere para su multiplicación, un medio de enriquecimiento con suero entero de pollo o alguna fracción sérica. Según Saif y Vardaman (1973), el poder de infección de *M. gallisepticum* aumenta con otras entidades respiratorias virales. Se ha comprobado repetidamente, que las epizootias de la Enfermedad Crónica Respiratoria Complicada se producen a continuación de una enfermedad viral. La Bronquitis infecciosa y la Enfermedad de Newcastle, aparecen frecuentemente complicadas con la Enfermedad Crónica Respiratoria Complicada, además de otros virus que pueden ser los causantes de grandes epizootias. Es importante el papel que juega *E. coli* ya que provoca importantes lesiones que son la causa principal de mortalidad y de pérdidas económicas (3,10).

Se han encontrado más de 15 serotipos, y al que se le atribuye la enfermedad es el conocido como el Serotipo S6 (44).

IV.1.4 DISTRIBUCION

La enfermedad es de distribución mundial y en la

actualidad constituye un problema serio en la crianza de cualquier tipo de aves (29,30).

IV.1.5 SUSCEPTIBILIDAD

Según Thornton (1975) la Micoplasmosis puede afectar a las siguientes especies aviarias: Gallina de guinea, patos, gansos, faisanes, perdices, cisnes, y algunas aves silvestres (29).

Sin embargo Harrison reporta que, la Micoplasmosis puede afectar a casi todas las especies aviarias, aunque su ocurrencia es relativamente rara (21).

IV.1.6 TRANSMISION

Transmision horizontal:

Se puede transmitir horizontalmente de un ave a otra en una parvada contaminada. Los Mycoplasmas localizados en las vías respiratorias de aves, pueden ser expulsados a cierta distancia, por medio de la tos y los estornudos, bajo la forma de pequeñas gotitas que penetran en el aparato respiratorio de las aves sanas y también, mediante la contaminación del alimento y del agua de bebida (29,43).

Sin embargo, debido a la baja capacidad de los Mycoplasmas de sobrevivir fuera de el huésped, el contacto cercano de los individuos se hace necesario para la transmisión de la enfermedad (21).

Los aviarios densamente poblados, proveen el acercamiento necesario para que ocurran los brotes de la enfermedad (21).

Es posible que el agente pueda ser transmitido por otras

especies de aves domésticas o silvestres. Además, el agente puede ser transmitido en forma mecánica en los zapatos, bolsas de alimento, jaulas, etc (29,44).

Transmisión vertical:

Mycóplasma gallisepticum es transmitido en algunos de los huevos puestos provenientes de aves infectadas (transmisión transovárica). La incubación de los embriones favorece la multiplicación del agente por lo que una cierta proporción de aves nacen ya infectadas (1,4,28).

La tasa de transmisión del M. gallisepticum puede ser de hasta el 35%, en los huevos producidos en la etapa temprana de la infección, pero declina gradualmente y puede reducirse hasta el 1% o menos, 3 o 4 meses después de la infección. La tasa de transmisión embrionaria del M. gallisepticum en los pavos es menor que en los pollos (1,4).

El inicio de los síntomas en infecciones experimentales es de 4 a 21 días (20,29).

IV.1.7 MORBILIDAD Y MORTALIDAD

La morbilidad depende en gran medida de las condiciones higiénicas de los aviarios, los factores estresantes y la edad de las aves. La morbilidad es alta, frecuentemente como resultado de agentes secundarios: bronquitis infecciosa, Enfermedad de Newcastle, coccidiosis, vacunaciones, deficiencias nutricionales o deficientes prácticas de manejo, como cambio brusco de temperatura y ventilación deficiente (5,29).

En las aves jóvenes la mortalidad cambia desde cifras muy

bajas, hasta el 30% cuando el *Mycoplasma* se asocia con otras. Sin embargo, en el caso de los pollos de engorde, las pérdidas económicas suelen ser más elevadas por decomiso de las canales afectadas (3.29,30).

IV.1.8 SIGNOS CLINICOS

Los signos en las aves se desarrollan lentamente. Varían en severidad con los cambios de clima, pudiendo persistir por semanas o meses. Los signos son similares a los observados en otras enfermedades respiratorias aviares. Incluyendo estornudos, tos, chillidos, estertores, exudados nasales y oculares. Alternativamente, si los sacos aéreos y los pulmones se encuentran involucrados, la mortalidad puede ser alta por la presencia de neumonía y aerosaculitis, aunque solo unas cuantas aves muestran hinchazón de la cara (23).

En aves adultas, la enfermedad puede pasar inadvertida. Ocasionalmente, las aves aparecerán deprimidas o inactivas y se observa una disminución en el consumo del alimento (23,43).

La aerosaculitis causada por *Mycoplasma gallisepticum* produce disnea, descarga nasal y sinusitis. Los signos, son a menudo, no evidentes, debido a que la enfermedad puede ser inaparente. El exámen clínico, no siempre puede diferenciar la localización de la infección respiratoria.

Estas condiciones clínicamente se conocen como resfríos o catarros y son a menudo producidas por virus o *Chlamydia*. La traqueítis se caracteriza por descarga nasal, los orificios nasales están húmedos, hay tos y garraspeo, inflamación de la membra-

na mucosa, necrosis tisular y puede presentarse edema y conjuntivitis hemorrágica (5).

IV.1.9 LESIONES

Macroscópicas: En Enfermedad Crónica Respiratoria (ECR) se presenta una inflamación catarral marcada en los pasajes nasales, senos, tráquea y bronquiolos. Frecuentemente los sacos aéreos están engrosados, opacos y pueden contener en su pared folículos linfoides hiperplásicos. La opacidad de los sacos aéreos contienen frecuentemente exudado viscoso o caseoso (3,17,41).

Los tejidos del tracto respiratorio alto, tienen casi siempre fibrina. No existen reportes de la enfermedad en el sistema reproductivo en aves psitácidas (21).

Además puede encontrarse perihepatitis fibrinosa y pericarditis adhesiva.

En las sinusitis de los pavos, las lesiones pueden estar limitadas a la inflamación de los senos infraorbitarios. Al contrario, la sinusitis puede estar ausente pero se puede presentar rinitis, traqueítis, aerosaculitis, puede haber neumonía fibrinosa (43).

Microscópicas: Infiltración de células mononucleares e hiperplasia de las glándulas mucosas. En los pulmones hay áreas neumónicas con cambios linfo-foliculares, donde también se encuentran lesiones granulomatosas (22,29,30).

IV.1.10 DIAGNOSTICO

La principal forma de diagnóstico en aves psitácidas

consiste en exámenes radiológicos y el cultivo de las secreciones nasales (5,21).

Aislamiento: Los Mycoplasmas son organismos sumamente exigentes y requieren un medio complejo enriquecido con 10 a 15% de suero aviar, porcino o equino. Se cultivan en medios líquidos y después se incuban durante 5 días a 37 grados C. y se pasa a medios sólidos. En medios sólidos forman colonias pequeñas de aspecto brillante, con superficie poco marcada y cierta depresión central después de 3 a 5 días de incubación a 37 grados C. Solo unas especies forman una delicada película sobre medios sólidos (1,6,29,30).

Diagnóstico serológico: El confiar en la serología para el diagnóstico en la Enfermedad Crónica Respiratoria, es más práctico que el aislamiento. Entre las pruebas por serología tenemos las siguientes:

Aglutinación rápida en placa

Esta es una prueba que se usa rutinariamente en la industria avícola y tiene la ventaja de que se puede realizar en el aviario y requiere de equipo sencillo, además de permitir un diagnóstico inmediato. Esta prueba mide inmunoglobulinas IgM.

Para realizar la prueba se mezclan muy bien una gota de suero y una de antígeno en una placa de cristal, que es manipulada por un movimiento de rotación. Se examina la superficie antes de dos minutos buscando evidencias de aglutinación entre el antígeno y el anticuerpo. No se deben considerar positivas las reacciones que ocurren después de dos

minutos. La prueba negativa es indicada por la ausencia de aglutinación en dos minutos. (29,30).

Aglutinación lenta en tubo

Para realizar esta prueba se utilizan diluciones en suero 1:10, 1:20, 1:40, 1:80 y 1:160. La lectura se efectúa al cabo de 20 horas de mantenerse la mezcla de antígeno y suero a 37 grados centígrados. La reacción es tanto más positiva, cuanto más gruesos y definidos son los grumos de bacterias aglutinadas en el fondo, y a veces en las paredes de los tubos serológicos y cuanto más transparente queda la columna de líquido. La reacción negativa se caracteriza por un sedimento de microorganismos no aglutinados que forman un botón en el fondo (44).

Prueba de la Inhibición de la Hemoaglutinación

El *M. gallisepticum* se adhiere a los glóbulos rojos provocando hemoaglutinación (HA). Los anticuerpos contra los Mycoplasmas inhiben esta aglutinación (HI). Esta es la prueba confirmativa del diagnóstico de la Mycoplasmosis.

La más alta dilución de suero que inhibe la aglutinación se conoce como título. Se consideran negativos, títulos de cero, 1:10 y 1:20, 1:40 es considerado sospechoso y 1:80 y más positivo. Los títulos de 1:40 son indicativos de infección. La prueba de HI detecta solamente anticuerpos IgG (29,30).

Prueba de ELISA (Enzyme-linked immunosorbent assay)

Esta prueba es tanto sensible como específica. Técnicamente

esta prueba es un tanto difícil de montar.

Sin embargo, una vez hecho esto, es casi tan fácil de correr como una prueba en placa y presenta los títulos perfilados en una gráfica. El sistema mide tanto IgG como IgM y presenta los datos en perfiles que van de 0 a 9 (44).

La principal forma de diagnóstico de la infección de los sacos aéreos in vivo es mediante el exámen radiológico (5).

IV.1.11 TRATAMIENTO

Desde hace muchos años se han empleado antibacterianos diversos como la Tetraciclina, Tylosina, Gentamicina, y otros con resultados relativamente satisfactorios. Recientemente se cuenta con un macrólido llamado Josamicina y también con un antibiótico semisintético derivado de la pleuromulina, llamado Tiamulin (3,35).

En aves psitácidas se ha utilizado con éxito la aplicación de instilaciones nasales con gotas de clorhidrato de oximetazolina al 0.025% (Afrin, Schering Plough) combinado con Tylosina en dosis de 15 mg/kg dos veces al día durante un periodo no menor de 10 días (5,7).

IV.1.11 PREVENCIÓN Y CONTROL.

El método de elección para controlar la infección por bacterias del género Mycoplasma es la eliminación de parvadas infectadas.

Para mantener limpio un aviario se deben obtener aves provenientes de reproductoras libres de Mycoplasma y colocarlos

en instalaciones limpias. Las explotaciones de una sola edad son ideales (todo dentro, todo fuera). Se deben adoptar rigurosas medidas de aislamiento. Controlar la entrada de visitantes y vehículos, así como evitar animales domésticos (29.35).

Se han utilizado otros métodos como inmersión de huevos en soluciones de antibióticos. Otro método que en la actualidad se ha puesto en práctica es el de vacunación: se dispone de dos tipos de vacunas contra Mycoplasma gallisepticum: Vacuna viva atenuada y una bacterina con Mycoplasma inactivado. Del primer grupo la más usada es la de cepa "F", que es moderadamente virulenta para aves adultas, pero es muy virulenta para pavos. La cepa "F" se conoce también como cepa Conn F (18,19).

Este producto no tiene licencia del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. La cepa "F" se aplica por vía ocular o en el agua de bebida. El otro tipo de vacuna contra Mycoplasma gallisepticum, es una bacterina inactiva y emulsionada de agua en aceite de aplicación subcutánea o intramuscular; como resultado se obtiene buena protección contra las pérdidas causadas por las bajas de producción debidas a Mycoplasmosis, pero no impide la infección de campo (18,19).

En resumen, la vacuna con la cepa "F" y la bacterina pueden ser utilizadas para prevenir pérdidas por bajas de producción en granjas avícolas con edades múltiples y la transmisión a través del huevo, por lo que se obtienen aves libres de Mycoplasma gallisepticum, pero no previenen la entrada del microorganismo a la parvada y tornan a las aves serológicamente positivas (13,39).

Las medidas de control en aves peitácidas requieren de estricta limpieza alrededor del área de manejo. Es preferible que los cuartos de manejo sean tales que permitan ser lavados con manguera todos los días. Barrer los pisos levanta demasiado polvo si se hace en seco, lo que resulta contraproducente para el control de la enfermedad. Los recipientes para comida y bebida deberán ser lavados y desinfectados. Por lo general el agente infeccioso es expulsado por aves activamente enfermas o portadores a través de las descargas respiratorias. El riesgo de enfermedad en otras aves puede reducirse proveyendo de una buena ventilación y retirando con frecuencia las deyecciones (25).

IV.2 SINOVITIS INFECCIOSA

Mycoplasmosis aguda o crónica que afecta a aves, caracterizada por la inflamación de las membranas sinoviales y usualmente con exudado en las articulaciones y envolturas de los tendones en muchas de las aves infectadas (11,29,43).

La enfermedad se observa en aves jóvenes (de 4 a 12 semanas) y en pavos se ha observado en edades que oscilan entre las 10 a las 12 semanas (41).

IV.2.1 HISTORIA

La Sinovitis infecciosa fué descrita por primera vez por Olson et al (1954-1956), y Wills (1954), en dos áreas por separado en los Estados Unidos. Snoeyenbos y Olesiuk (1955), describieron una condición similar en pavos. Su papel en la

infección del tracto respiratorio fué reportada hasta 1970. Yoder (1974) aisló *Mycoplasma sinoviae* de exudado en senos nasales de pavos libres de *Mycoplasma gallisepticum*. Hinz y Lunders (1969) informaron sobre la presentación de la sinovitis infecciosa en la República Federal de Alemania (19,22,29,30).

IV.2.2 ETIOLOGIA

El agente etiológico es el *Mycoplasma sinoviae* (Ms). Sólo existe un serotipo, pero hay una amplia variedad de virulencia dentro de las cepas. Este organismo tiene predilección a localizarse en las estructuras que rodean las sinovias, tales como las articulaciones y las envolturas de los tendones. También se puede localizar en el ovario y ocasionalmente en los sacos aéreos o en los senos. El *Mycoplasma sinoviae* (Ms) es un microorganismo difícil de aislar. Generalmente crece en embriones de pollo de 5 a 7 días de edad, o en medios especiales de cultivo (29,30,43).

IV.2.3 DISTRIBUCION

Su distribución es mundial y se le encuentra con más frecuencia en aquellas áreas donde se explotan especies aviares con fines comerciales (29).

IV.2.4 SUSCEPTIBILIDAD

Afecta a gallinas, pavos, faisanes, así como otras gallináceas, las cuales son los más susceptibles bajo condiciones naturales. La susceptibilidad de las gallinas ante la infec-

ción, se ve aumentada cuando existe conjuntamente una infección causada por el virus de la Bronquitis infecciosa (29,30).

IV.2.5 TRANSMISION

Existen varias formas de transmisión y probablemente otras que no han sido aclaradas todavía.

La enfermedad es definitivamente transmitida por el huevo, y aunque el porcentaje de los huevos infectados es bajo, éstos darán origen a una cantidad suficiente de aves infectadas para que, al cabo del tiempo un alto porcentaje de la parvada se infecte (29).

Los microorganismos son fácilmente transmitidos de una ave a otra dentro del aviario por medio de aerosoles. Las formas mecánicas de transferencia son de mayor importancia en el transporte de microorganismos a grandes distancias, por medio de la ropa, los vehículos, el equipo, etc (29).

IV.2.6 PERIODO DE INCUBACION

Generalmente va de 11 a 21 días (22).

IV.2.7 MORBILIDAD Y MORTALIDAD

La morbilidad varía de 2 a 75 por ciento. La mortalidad en aves afectadas es usualmente muy baja, a menos que no puedan alcanzar el agua o el alimento. La Mortalidad puede variar entre 1 a 10 por ciento (22).

IV.2.8 SIGNOS CLINICOS

Los primeros síntomas observados son: cojera y retardo en el

crecimiento. Si a las aves enfermas se les pone cerca del agua y el alimento, muchas de ellas continúan comiendo y bebiendo.

Al avanzar la enfermedad, las plumas se encrespan y la cresta se encoge. Hay inflamación en las articulaciones tibiotalarometatarsiana y los cojinetes plantares. Las aves se hacen torpes, se deshidratan y adelgazan. Es frecuente que las heces adquieran color verdoso y contengan grandes cantidades de uratos. Mycoplasma sinoviae (Ms) puede volverse, septicémico por vía hematógena (8,24).

IV.2.9 LESIONES

Macroscópicas: En las fases de comienzo de la enfermedad, la necropsia revela el exudado viscoso de color crema o gris, en las membranas sinoviales de las articulaciones y vainas tendinosas. Al avanzar la enfermedad, el exudado se caseifica. (22,29).

En algunas ocasiones se ha aislado Mycoplasma sinoviae a partir de las aves con aerosaculitis o sinusitis, lesiones asociadas generalmente con infecciones por Mycoplasma gallisepticum (10,35).

Estas aves pueden no mostrar las lesiones comunes de sinovitis descritas anteriormente (35).

Lesiones en los sacos aéreos ocurren especialmente cuando las aves han sido vacunadas contra Bronquitis Infecciosa y Enfermedad de Newcastle, en el momento que están padeciendo de la enfermedad (10,18).

Lesiones Microscópicas: Fluido sinovial cremoso en el que se en-

cuentran células macrófagas gigantes, hay presencia de linfocitos y células plasmáticas (22).

IV.2.10 DIAGNOSTICO

Los signos típicos y las lesiones macroscópicas, especialmente la cojera y el exudado característico de las articulaciones del tendón inflamado sugieren la presencia de sinovitis (43).

Aislamiento: Se utiliza el mismo método que para *Mycoplasma gallisepticum*. Las colonias que forman son delgadas y pequeñas con cierta depresión en le centro.

Serología: Desde que los *Mycoplasmas* aviares se han clasificado por procedimientos serológicos, no hay actualmente otro método valedero que lo sustituya. Entre las pruebas serológicas tenemos las que a continuación se enumeran y que son las mismas que se utilizan para *Mycoplasma gallisepticum*:

- Aglutinación rápida en placa.
- Aglutinación lenta en tubo.
- Prueba de inhibición de la hemoaglutinación.
- Prueba de ELISA (17,29,30).

IV.2.11 TRATAMIENTO

La tylosina es eficaz en el tratamiento en etapas tempranas de la enfermedad, particularmente en controlar síntomas respiratorios. La clortetraciclina o la oxitetraciclina en el alimento son de gran ayuda. En donde los grupos de aves son pequeños y se pueden manejar en forma individual, se ha usado estreptomycin

intramuscular (13).

IV.2.12 PREVENCIÓN Y CONTROL

El único método efectivo es adquirir aves provenientes de parvadas libres de la infección. Se puede prevenir por medio de la adición continua de antibióticos, tales como la Tylosina y la Enrofloxacin a bajo nivel en la ración (7,29).

Son aplicables todas las medidas sanitarias que son generales en todos los aviaros que se dedican a la crianza de aves psitácidas, tales como limpieza y desinfección diaria de jaulas, comederos, bebederos y otros utensilios que sean de uso frecuente en la explotación (25).

IV.3 SALMONELOSIS

Definición

La infección por bacterias del género *Salmonella* ocurre en la mayoría de las aves y mamíferos de importancia económica y en el hombre. En las gallinas son dos las especies de *Salmonella* que se consideran específicas y de importancia económica por las pérdidas que ocasionan: *Salmonella pullorum* y *Salmonella gallinarum* (22,23,29,43).

IV.3.1 PULLOROSIS

Definición

La Pullorosis conocida también como **Diarrea Blanca Bacilar**, es una enfermedad infecciosa de las aves jóvenes, especialmente de los pollitos y pavipollos. Es transmitida a través del huevo y se caracteriza frecuentemente por diarrea blanca, alta mortalidad en aves jóvenes y adultas por la presencia de portadores asintomáticos. El término "Diarrea Blanca Bacilar" fué usado para designar la enfermedad, hasta que se propuso el término de Pullorosis en 1929. Desde entonces este último ha ganado aceptación casi universal, aunque en algunas partes del mundo, incluyendo Europa, *Salmonella pullorum* y *Salmonella gallinarum* son consideradas como una misma especie (16,21,30).

Debido a su similitud antigénica permite que todos los antígenos de prueba se hagan de *Salmonella pullorum*. Sin embargo, las dos *Salmonellas* pueden ser diferenciadas por reacciones bioquímicas (22,26,45).

IV.3.2 HISTORIA

El agente etiológico de la pullorosis fué descrito por primera vez por Rettgen en 1899, quien la describió como "Septicemia fatal de los pollitos". Más tarde la designó como "Diarrea blanca" (1909), y poco tiempo después se expandió el término de "Diarrea Blanca Bacilar", para diferenciarlo de otras enfermedades de las aves que se pudieran clasificar bajo el nombre común de "Diarrea Blanca" (29,43).

En 1913 se desarrolló la prueba de Aglutinación en tubo para la detección de portadores, la prueba de sangre total se desarrollo en 1931. Estas pruebas permitieron el desarrollo de diferentes métodos para controlarla y/o erradicarla (22,43).

En 1929, en la segunda asamblea de investigadores y trabajadores para el control de la Diarrea Blanca Bacilar, por sugerencia de un miembro investigador del Departamento de Agricultura de Pennsylvania, se propuso la denominación de Enfermedad Pullorum. El nuevo nombre fué internacionalmente adoptado en virtud de su brevedad, especificidad y adccuación para designar esta entidad nosológica (29).

Schulze y Frede en 1977 reportaron que el agente más frecuentamente encontrado en aves psitácidas en las que se sospecha de Salmonelosis es la *Salmonella typhimurium* (5).

IV.3.3 ETIOLOGIA

El agente etiológico es la Salmonella pullorum.

Aunque posee particularidades en común con el género Salmonella, en general difiere en una característica importante, que no es móvil y contiene solo el antígeno "O" somático. En éste aspecto es similar a la Salmonella gallinarum, agente etiológico de la tifoidea aviar (9,30).

Estas dos Salmonellas contiene antígenos similares y generalmente tienen inmunidad cruzada. Estos puntos son de importancia en relación a las pruebas rutinarias de aglutinación. Los portadores de Salmonella pullorum y Salmonella gallinarum reaccionan idénticamente a los antígenos rutinarios de pullorosis, y así que la misma prueba pueda ser usada para ambas enfermedades (23,29,40).

La Salmonella pullorum es un bacilo gram negativo, crece fácilmente en medios artificiales, las colonias son pequeñas, discretas, semejantes a gotas de rocío (23,29).

IV.3.4 DISTRIBUCION

La pullorosis es una enfermedad con distribución mundial, que ha sido erradicada de las parvadas comerciales de los países desarrollados entre los que se cuentan los Estados Unidos, Canadá, Inglaterra, Suecia y otros más, aún cuando todavía se le encuentra en aves de traspatio. En el área centroamericana la enfermedad se ha diagnosticado únicamente por serología. No se ha aislado Salmonella pullorum (9,29,30).

IV.3.5 SUSCEPTIBILIDAD

Aunque las gallinas parecen ser el principal hospedero de Salmonella pullorum, se ha comprobado también que el pavo es un hospedero importante (29).

La Pullorosis ha sido diagnosticada en una amplia variedad de especies aviares, incluyendo patos, palomas, gallinas de guinea, faisanes, gorriones y otras aves silvestres (2,13).

Se ha encontrado diferencia significativa en cuanto a su susceptibilidad entre ciertas variedades de aves. En explotaciones avícolas se ha observado que las razas ligeras, particularmente las Leghorn, son generalmente más resistentes que las razas pesadas, y los machos son más resistentes que las hembras. Sin embargo, desde el punto de vista práctico la selección por resistencia genética es de menor importancia comparada con el control de aglutinación (17,22,23).

Schmahl, diagnosticó en 1990, Salmonellosis, provocada por Salmonella typhimurium variedad copenhagen, en periquitos (38).

IV.3.6 TRANSMISION

La Salmonella pullorum se disemina, principalmente a través de huevos infectados, puestos por aves portadoras infectadas. Un pollo que nace de un huevo infectado está virtualmente bañado en una suspensión de Salmonella pullorum. Conforme el polluelo se seca, el plumón infectado es transportado a sus alrededores por las corrientes de aire e inhalado por otras aves en la misma nacedora. Los portadores adultos también eliminan este organismo

a través de las heces, aunque en las aves adultas la materia fecal contiene menos microorganismos de Salmonella pullorum, sin ser la forma más importante de transmisión. El canibalismo de aves bacterémicas infectadas puede contribuir a la transmisión. El equipo contaminado puede ser fuente de la infección. También hay evidencia, que sugiere que las moscas pueden transmitir la infección ya que Salmonella pullorum ha sido recuperada de las patas y alas de estos insectos (23,29,43).

Objetos como zapatos, bolsas de comida, huevos rotos, camiones, así como ratas o las manos de las personas que sepan a los pollitos, los cuales han podido tener contacto con Salmonella pullorum, son fuentes de infección (30).

En lo que respecta a alimentos, las harinas de origen animal (sangre, carne, huevos, pescado y plumas), han desempeñado un papel importante, no sólo por la mayor frecuencia de contaminación, sino porque a través de ellos se han favorecido la introducción de nuevos serotipos (17,29).

IV.3.7 PERIODO DE INCUBACION

Generalmente va de dos a cinco días (29).

IV.3.8 MORBILIDAD Y MORTALIDAD

Son variables, en los pollos y pavos y está influenciado por la edad, susceptibilidad hacia la cepa, nutrición, manejo y exposición. La mortalidad puede variar desde un 0 % hasta un

100% en casos graves. Las pérdidas más graves ocurren durante las dos primeras semanas después de nacidos, con una rápida declinación durante la tercera y cuarta semana de edad. La morbilidad es casi siempre mucho más alta que la mortalidad. El rendimiento de una parvada afectada con Pullorosis es mucho más bajo que el de una parvada sana. Un buen número de aves que sobreviven a la pullorosis permanecen como portadores de *Salmonella pullorum* sin mostrar signos de enfermedad (20,23,29,30).

IV.3.9 SIGNOS CLINICOS

Aves provenientes de huevos infectados, frecuentemente se encuentran muertos en el cascarón al décimo octavo o décimo noveno día de incubación. Embriones contaminados por Salmonellas mueren en la primera etapa de desarrollo. Las aves enfermas aparecen deprimidas y débiles. Se presenta anorexia, diarrea blanca pastosa adherida al área de la cloaca, se observa aglomeración debajo de la fuente de calor. Se pueden encontrar signos respiratorios, en las aves que inhalan el microorganismo en la nacedora (1,24,43).

Cuando la infección se origina en la caseta de crianza, la máxima mortalidad tenderá a presentarse al final de la segunda semana, las aves exhiben síntomas antes de la muerte y los cambios característicos a la necropsia pueden ser evidentes. Los brotes de naturaleza crónica ocurren en explotaciones avícolas de pollos de engorde en los cuales los síntomas predominantes son cojera acompañada por una marcada inflamación de las articulaciones del tarso, emplume pobre y bajo desarrollo (26).

La enteritis puede o no ser asociada con diarrea. Se ha aislado diferentes agentes etiológicos que están produciendo diarrea, tales como Pseudomonas, E. coli y otras (5).

En aves adultas no se presentan manifestaciones clínicas en infecciones agudas, excepto-ocasionalmente, septicemia. La enfermedad permanece subclínica, aunque esté presente la infección en el ave. Los microorganismos frecuentemente se localizan en el ovario dando por resultado una baja en la producción de huevos fértiles (28).

IV.3.10 LESIONES

Macroscópicas

En las aves que mueren en los primeros días las lesiones son escasas. Conforme avanza la enfermedad aparece un mayor número de lesiones abarcando más órganos (29).

La forma clásica puede presentar nódulos grises en uno o más de los siguientes sitios: pulmones, hígado, pared de la molleja, corazón y peritoneo. Se presentan frecuentemente hemorragias petequiales o focos necróticos en el hígado. Muchas de la aves presentan heces pastosas blancas en el área de la cloaca y ocasionalmente en algunas aves se puede presentar inflamación de las articulaciones (24,41,43).

El saco de la yema, en casos avanzados puede mostrar falta de absorción, alteración del color y consistencia cremosa o caseosa.

Cuando las lesiones presentes son en el pulmón, no son de valor diagnóstico, ya que los nódulos -casi idénticos- aparecen

en aspergilosis (43).

En aves adultas la lesión más frecuente se localiza en el ovario; algunos óvulos están atrofiados, angulares y adheridos al cuerpo del ovario por pedúnculos. El contenido de los óvulos es sólido y amarillo, caseoso y oscuro y teñido de sangre. Es frecuente que se observen óvulos en cavidad abdominal. Ocasionalmente, las lesiones involucran al corazón, encontrándose el pericardio engrosado y un fluido opaco y teñido. En los machos son bastante comunes la pericarditis, miocarditis y ocasionalmente, se encuentran abscesos en los testículos. Cuando hay infecciones agudas en adultos, las lesiones son iguales a las de tifoidea aviar (29).

En aves psitácidas las lesiones producidas por Salmonella pullorum incluyen exudado caseoso de color amarillento-verdoso, numerosas hemorragias petequiales en los intestinos, esplenomegalia y degeneración renal (5,31).

Microscópicas:

El hígado presenta hiperemia, hemorragias, degeneración focal y necrosis. El pulmón presenta hemorragia y congestión aguda, difusa en las fases iniciales, más adelante aparecen lesiones focales bien definidas constituidas principalmente por infiltración de mononucleares, exudación serofibrinosa. Los nódulos del miocardio y del músculo de la molleja están en gran parte constituidos por focos de infiltración de células mononucleares y fibras musculares degeneradas. Hay enteritis con

infiltración leucocitaria y engrosamiento en la pared intestinal (23,29).

IV.3.11 DIAGNOSTICO

El diagnóstico definitivo se realiza solamente por aislamiento e identificación de la Salmonella.

En explotaciones avícolas, la historia clínica típica, los signos y las lesiones sugieren la presencia de Salmonella (29,30,41).

Diagnóstico bacteriológico

Se toma con anza estéril muestras de órganos afectados como hígado, corazón, bazo, ovarios y raspado de intestino y se siembran en caldo de enriquecimiento (caldo tetracionato) durante 48 horas a 43 grados centígrados, para pasarlo a un medio sólido (EMB) donde crecen las Salmonella (8).

Las colonias de Salmonella son lactosa negativas, pequeñas, convexas y lisas (28,29).

Para identificarlas por especie se enfrentan con antisueros específicos. Hofstad et al (1978) plantea las siguientes reacciones las cuales han sido determinadas después de 24 horas de incubación y que ayuda a la identificación de Salmonella pullorum y Salmonella gallinarum (8,22). En agar TSI Salmonella pullorum produce alcalinidad en el inclinado y acidez en el fondo, así como ennegrecimiento del medio por la producción de H₂S (ácido sulfhídrico) (29).

A continuación se muestra un cuadro con las principales reacciones bioquímicas que permiten diferenciar entre *Salmonella pullorum* y *Salmonella gallinarum*.

Comportamiento de *Salmonella pullorum* y *Salmonella gallinarum* en la Fermentación de Carbohidratos.

Carbohidrato	<i>S. pullorum</i>	<i>S. gallinarum</i>
Dextrosa	Fermenta con gas	Fermenta sin gas
Lactosa	No fermenta	No fermenta
Sacarosa	No fermenta	No fermenta
Manitol	Fermenta con gas	Fermenta sin gas
Maltosa	No fermenta	Fermenta sin gas
Dulcitol	No fermenta	Fermenta sin gas
Indol	No produce	No produce
Urea	No hidroliza	No hidroliza
Motilidad	No presenta	No presenta

Illescas, J. M., Mosqueda, A., Motta, L. E.

Diagnóstico serológico

Prueba de aglutinación rápida en placa con sangre:

Se toma una gota (0.02 ml.) de sangre de la vena axilar, utilizando una lanceta; en el mismo lugar de trabajo se mezcla la sangre obtenida con 0.03 ml. de antígeno coloreado "K" polivalente (*S. pullorum* y *S. gallinarum*), sobre una placa de vidrio.

La lectura final deberá hacerse en dos minutos, si hay aglutinación, la prueba es positiva, mientras que si se mezcla y permanece homogénea la prueba es negativa (23,29).

Prueba de Aglutinación rápida en placa con suero:

Para esta prueba se utiliza el suero obtenido espontáneamente o por centrifugación. Se mezcla 0.05 ml. de antígeno coloreado "K" polivalente en 0.02 ml. de suero, se mezcla y se lee a los dos minutos. La interpretación es igual a la anterior (23,28).

Prueba de aglutinación lenta en tubo:

Esta prueba es la más sensible para el diagnóstico de la Salmonella y es un procedimiento adecuado para la investigación de casos aislados. Consiste en mezclar en un tubo antígeno específico para *S. pullorum* y *S. gallinarum* con cantidades decrecientes de suero. Se incuban a 37 grados centígrados por 24 horas. Si hay formación de grumos la reacción es positiva, mientras que si la mezcla permanece turbia, es decir, con un aspecto lácteo, la reacción es negativa (28,29).

Test de microaglutinación:

Este fué planteado por J. Williams et al. (1971-1973). usa muy pequeñas cantidades de suero y antígeno, dispuestos en placas de microtest (28).

IV.3.12 DIAGNOSTICO DIFERENCIAL

Las enfermedades que se deben diferenciar de la pullorosis en aves jóvenes incluye: Onfalitis, tifoidea aviar, aspergilosis, sinovitis infecciosa, enfriamiento (29).

IV.3.13 PREVENCIÓN Y CONTROL

El control de estas infecciones deberá iniciar con un

programa de muestreo rutinario, encaminado a prevenir la transmisión a través del huevo (12).

Todo el movimiento de las aves recién nacidas debe provenir de empresas e incubadoras afiliadas a los programas de control.

Todas las parvadas infectadas deber ser cuarentenadas hasta su sacrificio. Ningún huevo procedente de una parvada infectada debe ser incubado.

Debe establecerse un manejo adecuado del aviario para disminuir al mínimo las entradas a las casetas de personas y equipos, así como la implementación de rigurosas medidas de desinfección. Las instalaciones deben estar aisladas de otras aves y desinfectarlas después de cada ciclo. Cuando se dispone de instalaciones para alimento a granel, es más fácil practicar buenas medidas higiénicas que cuando se manejan los sacos de alimento (43).

El control de roedores y aves silvestres es esencial para cualquier programa de control (12,24,29).

Los cuartos de manejo para aves psitácidas deben ser diseñados de tal manera que puedan ser lavados todos los días. Barrer el área provoca la elevación de partículas de polvo, si se hace en seco lo que resulta contraproducente para el control de la enfermedad.

Por lo general los agentes infecciosos son expulsados por aves enfermas o portadoras en las descargas respiratorias o en las heces, por lo que el riesgo puede reducirse proveyendo una buena ventilación y retirando con frecuencia las deyecciones (25).

IV.4 TIFOIDEA AVIAR

La tifoidea aviar es una enfermedad infecciosa que afecta a las aves en explotaciones avícolas comerciales principalmente, con muchas de las características clínicas, epizootiológicas y lesiones que se presentan en la pullorosis (29,43).

El curso puede ser agudo, la mortalidad moderada o elevada. Parece ser una enfermedad primaria en las gallinas, aunque en casos excepcionales ataca a patos, pavos, faisanes, pavos reales, gallinas de guinea, algunas otras aves y mamíferos, incluyendo al hombre (29,30).

Su mayor importancia radica en que una vez que se presenta en una parvada, resulta imposible eliminar la infección por completo, quedando un elevado número de aves portadoras sanas que perfectamente transmitirán la Salmonella gallinarum. Por otra parte, muchas de las aves portadoras, se constituyen en fuentes de infección horizontal para otras parvadas (15,23).

IV.4.1 HISTORIA

En 1888 se descubrió una enfermedad que posiblemente era Tifoidea aviar. Para principios de 1900, ya se habían reportado muchos brotes tanto en los Estados Unidos como en el resto del mundo (43).

La Salmonella gallinarum fué aislada por primera vez de gallinas enfermas de tifoidea aviar por Klein en 1889 y se le dió el nombre de Bacillus gallinarum.

Más tarde los sinónimos de esta enfermedad fueron Leucemia

infecciosa (Moore 1895) y Tifoidea aviar (Curtice 1902) (23,29,39).

IV.4.2 ETIOLOGIA

El agente etiológico es la Salmonella gallinarum, que es una bacteria grám negativa, no forma esporas y es acapsulada, es una de las pocas Salmonellas inmóviles. Este organismo comparte muchos antígenos con Salmonella pullorum. Estos dos organismos presentan generalmente reacciones de aglutinación cruzada (29,43).

Como consecuencia de esto, las aves expuestas a cualquiera de las dos enfermedades pueden ser identificadas por la prueba de aglutinación (23,29,30).

Sus colonias en agar son húmedas, grisáceas, circulares, enteras. Es aerobio facultativo, capaz de experimentar el cambio a colonias rugosas, con ciertas alteraciones concomitantes en sus relaciones antigénicas y su sensibilidad a la acción de los bacteriófagos.

El agente causal pertenece al género Salmonella, familia Enterobacteriáceas, y es un microorganismo negativo a la tinción de Gram (23,39).

IV.4.3 DISTRIBUCION

La Tifoidea aviar se encuentra diseminada en todo el mundo. En algunos países como Estados Unidos está erradicada y puede ocurrir nada más en forma de brotes esporádicos que son

rápidamente controlados (41).

IV.4.4 SUSCEPTIBILIDAD

La mayoría de los brotes ocurren en aves domésticas, pero ocasionalmente se presentan en faisanes, pavos reales, gallina de guinea y otras aves silvestres (29).

La mayoría de brotes aparecen en aves en crecimiento, particularmente en pollos de tres meses, y al momento de romper la postura (29,41).

IV.4.5 TRANSMISION

En la tifoidea aviar, la forma de diseminación más importante es la transmisión horizontal de ave a ave, por cohabitación o por una extrema cercanía entre las aves infectadas y las susceptibles.

Otro factor importante, es la ausencia de buenas medidas de sanidad y los principales propagadores de la infección son: el humano, aves con infecciones subclínicas, materiales y utensilios contaminados, así como vehículos dedicados al transporte de equipo o materiales (29,43).

Las situaciones en que ocurre la transmisión vertical y que las aves que nacen infectadas son detectadas oportunamente, la destrucción de la parvada será imperativa así como de la progenie en los primeros días de vida (41).

Se admite la posibilidad de contaminación del alimento cuando contiene harinas de pluma o vísceras de ave. Las aves de vuelo libre, ratas y otros animales que pueden entrar en las

galeras, se constituyen en diseminadores mecánicos. Otros pueden ser el agua contaminada y aves de traspatio (29,40).

IV.4.6 PERIODO DE INCUBACION

Por lo regular, el período de incubación varía de 4 a 5 días, aunque depende en gran parte de la virulencia del germen. La enfermedad suele durar unos 5 días (29).

IV.4.7 MORBILIDAD Y MORTALIDAD

Pueden variar ambas. Las aves jóvenes muestran una morbilidad mayor que las adultas, en las que rara vez es mayor que un 20%. La mortalidad cuando la infección se adquiere trans-ováricamente puede ser de un 5-50% (23,24).

IV.4.8 SIGNOS CLINICOS

Las aves jóvenes que provienen de huevos infectados pueden encontrarse muertas o moribundas en las necedoras. Otros muestran somnolencia, crecimiento pobre, apatía, pérdida de apetito y adherencia de excremento con uratos en la cloaca (23).

Hay presencia de diarrea de color verde claro o amarillento, postración, somnolencia, apatía y palidez.

Es común la sed intensa, probablemente como consecuencia de la fiebre. Las aves se aglomeran y permanecen inactivas y prefieren estar separadas de la parvada (29,43).

IV.4.9 LESIONES

Macroscópicas

Las lesiones macroscópicas producidas por tifoidea aviar y

pullorosis son similares en aves jóvenes. Nódulos necróticos en corazón, pulmones y otros órganos. Las lesiones de tifoidea aviar aguda en aves adultas incluyen hígado teñido con bilis y aumentado de tamaño, igual que los riñones y el bazo. Enteritis en la parte anterior del intestino delgado, frecuentemente con ulceraciones (29,43).

Microscópicas

Focos míliares blanco-grisáceos en el hígado y el miocardio, junto con pericarditis, peritonitis, hemorragia, deformación y alteración del color de los ovarios, inflamación catarral del intestino (23,24).

IV.4.10 DIAGNOSTICO

Aunque los síntomas, lesiones y respuesta inmunológica (medida por pruebas de aglutinación en placa, tubo, o microplaca) son altamente sugestivos, el examen bacteriológico, constituye el recurso más valioso para el diagnóstico definitivo, al demostrarse la presencia de *Salmonella gallinarum* (29).

Diagnóstico bacteriológico

Toma de muestras:

Se toman con hisopo estéril muestras de raspado de cloaca y luego se siembran en caldos de enriquecimiento durante 48 horas a 43 grados centígrados y después en medios sólidos durante el mismo tiempo a 37 grados centígrados (29).

Diagnóstico serológico

Se utiliza el mismo antígeno "K" polivalente que en pullorosis, y se pueden correr las pruebas siguientes:

- Prueba de aglutinación rápida en placa con sangre.
- Prueba de aglutinación rápida en placa con suero.
- Prueba de aglutinación lenta en tubo.
- Prueba de microaglutinación (36).

IV.4.11 DIAGNOSTICO DIFERENCIAL

El carácter septicémico de la tifoidea aviar, propicia que ésta sea confundida con varios padecimientos, algunos de los cuales son: pullorosis, infecciones paratifoideas, arizonosis, aspergilosis, pasteurelisis, infección del saco vitelino (E. coli, Proteus, Pseudomonas, Staphylococcus, etc) (36).

La infección conocida como Arizonosis, producida por Arizona hinshawii, es casi imposible de diferenciar clínicamente de Salmonelosis en aves psitácidas, sin embargo, pueden observarse síntomas nerviosos que no ocurren con Salmonella (5).

IV.4.12 PREVENCION Y CONTROL

La prevención y control de la Tifoidea Aviar debe comenzar mediante la obtención de pies de cría libres de la infección.

Este procedimiento es necesario para prevenir la transmisión vertical y horizontal de la enfermedad (15,29,30).

Los movimientos de personas y aves dentro y fuera del aviario, deben estar bien definidos. Los vehículos y cualquier tipo de material, tienen que desinfectarse antes de ser introducidos a la explotación. Esta debe ser protegida contra la

entrada de personas o animales extraños por medio de una varda o una cerca de alambre (34).

Es importante mantener lotes uniformes de aves. Controlar el ingreso de pájaros y aves domésticas a los aviarios. Suministrar agua potable y alimentos cuyo proceso de fabricación e ingredientes garanticen la ausencia de Salmonellas (29).

Una vacuna desarrollada en Inglaterra ha sido usada en varios países del mundo. Esta es una cepa de S. gallinarum desarrollada en el laboratorio, que es conocida como cepa "9-R" y se administra como vacuna viva, por vía parenteral, generalmente subcutánea (29).

Existe bastante controversia sobre el uso y los beneficios de esta vacuna. Algunas generalidades se resumen así:

- La vacuna puede reducir la mortalidad cuando se administra antes de la infección natural. Después de la infección puede causar aumento en la mortalidad.
- No previene la transmisión a través del huevo.
- Cuando se aplica en aves sexualmente maduras generalmente estimula la producción de anticuerpos en sangre, detectables por medio de las pruebas de aglutinación en placa, así mismo la cepa vacunal puede localizarse en folículos, ovarios y producir lesiones en los mismos, muy semejantes a los producidos por las cepas patógenas de S. gallinarum (34).

Se recomienda el uso de bandas codificadas en las patas de las aves psitácidas, para llevar un record sanitario de cada ave (27).

V. MATERIALES Y METODOS.

V.1 Area de Estudio.

El trabajo de campo se realizó en el centro de rescate de ARCAS (Asociación de Rescate y Conservación de Vida Silvestre) ubicado a 12 Kilometros de la cabecera departamental de El Petén, dentro de la Finca Quexil. El centro de rescate se comenzó a construir en el mes de abril de 1,991 entre la laguna Petenchel y la aguada Bonifata.

De acuerdo a Holdridge (1976) la zona de vida del área corresponde al bosque húmedo sub-tropical cálido y la precipitación varía entre los 1,160 y 2,000 milímetros anuales, la biotemperatura oscila entre los 22 y 27 grados centígrados y la altitud varía entre los 0 y los 300 metros sobre el nivel del mar. El verano se manifiesta en el período comprendido entre los meses de enero a mayo.

V.2 Descripción del universo.

La evaluación de la presencia de anticuerpos contra Mycoplasma spp. y Salmonella spp. se llevó a cabo en el centro de la Asociación de Rescate y Conservación de Vida Silvestre ubicada en el municipio de Flores, departamento de El Petén. Las aves muestreadas fueron exclusivamente del orden Psitácidae, procedentes de distintas áreas del departamento de El Petén y son en su mayoría producto de decomiso a personas que se dedican con al tráfico ilegal de estas especies aviares. Se muestrearon todas las aves psitácidas que se encontraron en el centro de rescate al momento de la investigación, las cuales fueron un total de 123.

V.3 MATERIALES:

V.3.1 Biológico:

- a) Antígeno de Salmonella "K" polivalente (Solvay Animal Health, Inc).
- b) Antígeno de Mycoplasma gallisepticum (Intervet México S.A. de C.V.).
- c) Antígeno de Mycoplasma sinoviae (Intervet México S.A. de C.V.).
- d) Sueros de aves peitácidas.
- e) Sueros control positivo y sueros control negativo.

V.3.2 De campo y de laboratorio

- a) Equipo de anestesia inhalada de circuito abierto (BICKFORD, Anesthesia Equipment and Accesories)
- b) 2 frascos de Isoflurano (AErrane).
- c) 2 tambos de Oxígeno.
- d) Guantes de látex.
- e) Mascarillas y gorros de tela.
- f) Alcohol
- g) Algodón
- h) 200 jeringas descartables de 2.5 ml. con aguja 25 por 1 ".
- i) 150 viales estériles.
- j) 150 tubos de ensayo.
- k) Hieleras.
- l) Masking tape de 1/2 de pulgada
- m) 2 marcadores.
- n) Solución salina estéril a una concentración de 0.09%.
- o) Gradilla de metal.
- p) Pipetas de 0.1 ml calibradas de 0.01 ml en 0.01 ml.
- q) Placas de vidrio con divisiones de 3 por 3 cm.
- r) Un vehículo todo terreno.
- s) Una centrífuga marca Welch, con capacidad para 6 tubos.

V.3.3 Recurso Humano:

- a) Médico Veterinario asesor (Depto. de patología aviar F.M.V.Z., Universidad de San Carlos de Guatemala).
- b) Médico Veterinario asesor. Asociación de Rescate y Conservación de Vida Silvestre (ARCAS).
- c) Técnicos de ARCAS.
- d) Investigador (estudiante)

V.4 METODOLOGIA A NIVEL DE CAMPO

V.4.1 Toma de muestras:

Luego de la sujeción de las aves se procedió a anestesiarlas utilizando para ello, un equipo de anestesia inhalada de circuito cerrado. El anestésico utilizado fué el Isoflurano (AErrane).

Procedimiento para la anestesia de las aves:

1. Se sujeta a las aves utilizando para ello guantes de cuero.
2. Se calibra el equipo de anestesia dejando correr 2 litros de oxígeno para lograr una concentración del 3% a temperatura de 24 grados centígrados (temperatura promedio del área).
3. Se coloca la mascarilla de anestesia al ave.
4. Se libera el Isoflurano permitiendo que llegue a 105 mm.
5. Al alcanzar el plano anestésico deseado se reduce el paso del Isoflurano hasta 52 mm.(42).

Estando anestesiadas las aves se procedió a la extracción de 1 ml. (mililitro) de sangre. Luego de la extracción de sangre se colocó a las aves en una jaula apartada en donde se vigilaron hasta su completa recuperación de la anestesia.

La sangre recolectada se colocó en tubos de ensayo

estériles que se inclinaron a 45 grados para favorecer la retracción del coágulo y posteriormente se centrifugaron a 1,500 revoluciones por minuto durante 15 minutos, luego el suero se separó en viales estériles.

Algunas de las técnicas para la extracción de sangre de aves psitácidas se describen con detalle en el anexo 2.

Todos los datos que respecta a las aves (número de identificación y especie, así como los resultados de la prueba) se anotaron en la ficha de control elaborada para ese fin (ver anexo 1).

V.5 PROCEDIMIENTO DE LABORATORIO

Para la realización de la prueba rápida en placa, se utilizó placas de vidrio con cuadros de tres por tres centímetros.

Los antígenos utilizados fueron: Antígeno "K" polivalente de Salmonella pullorum y Salmonella gallinarum, antígeno de Mycoplasma gallisepticum y antígeno de Mycoplasma sinoviae, contra los sueros a examinar, suero control positivo y suero control negativo,

V.5.1 Procedimiento para la prueba de aglutinación rápida en placa

Utilizando una pipeta se colocó 0.02 ml. de suero problema, y luego empleando una pipeta limpia (diferente para cada antígeno) se depositó 0.03 ml. de antígeno específico por suero en los cuadrados de la placa. Luego se mezcló con un palillo de dientes o mondadientes cada suero-antígeno. Se hizo rotaciones a la placa durante dos minutos y luego se interpreta-

ron los resultados. Una reacción positiva es indicada por una aglutinación, la cual se observa primeramente en los bordes de la combinación del suero más el antígeno. Una prueba negativa no manifiesta aglutinación.

V.6 ANALISIS DE RESULTADOS:

Se determinó la presencia o ausencia de anticuerpos circulantes contra Mycoplasma gallisepticum, Mycoplasma sinoviae y Salmonella spp., y el resultado se expresó en porcentajes, utilizando gráficas y cuadros. La variable a considerar fué la especie de las aves muestreadas.

Para analizar la relación existente entre la presencia o ausencia de anticuerpos circulantes, por ser la variable de tipo cualitativo se realizó una prueba de Chi cuadrado para comprobar la relación o independencia utilizando para ello tablas de doble entrada.

Debido a que la prueba rápida en placa ofrece resultados positivos o negativos, no existiendo la categoría de sospechosos, el análisis estadístico para la presente investigación permite comparar la presencia o ausencia de anticuerpos versus la variable especie.

Se trabajó con un grado de confianza del 95% y un error del 5%. Para calcular los grados de libertad, se utilizó la fórmula $C - 1 \times F - 1$ *, para las tablas de 2×2 , y los grados de libertad se calcularon así: $(2 - 1) \times (2 - 1)$.

* C = columnas y F = filas.

V.7 FINANCIAMIENTO

El presente trabajo fué financiado en un 70% por el autor y en un 30% por la Asociación de Rescate y Conservación de Vida Silvestre (ARCAS).

VI RESULTADOS Y DISCUSION

Se muestrearon 123 aves psitácidas de 5 especies diferentes, las cuales están presentes en el centro de rescate como resultado del decomiso por instituciones como CONAP (Consejo Nacional de Areas Protegidas), ARCAS y de donaciones particulares.

En el apéndice número 1 se describen con detalle las características morfológicas de las especies muestreadas.

La distribución de las aves muestreadas según la especie es la siguiente: (ver gráfica 1)

Nombre científico	Nombre común	No. de aves
1. <u>Amazona autumnalis</u>	Loro cachetes amarillos	60 aves (48.78%)
2. <u>Amazona farinosa</u>	Loro frente azul	22 aves (17.89%)
3. <u>Amazona albifrons</u>	Loro frente blanca	31 aves (25.20%)
4. <u>Pionus senilis</u>	Cotorra cabeza blanca	5 aves (4.06%)
5. <u>Ara macao</u>	Guacamaya roja	5 aves (4.06%)
TOTAL		123 aves (100%)

Estas aves se encuentran distribuidas en varias jaulas agrupándose en su mayoría según la especie a la que pertenecen.

Del total de aves muestreadas, 39 (31.71%) reaccionaron positivamente a la prueba serológica evidenciando la presencia de anticuerpos circulantes contra Salmonella spp. (Ver gráfica No. 2)

Ninguna de las 123 aves que se muestrearon reaccionaron positivamente a el antígeno de Mycoplasma gallisepticum, demostrando un 100% de negatividad o sea la ausencia de

anticuerpos circulantes contra dicho germen.

Los resultados de la prueba serológica para detectar anticuerpos circulantes contra Mycoplasma sinoviae, arrojaron un total de 4 reactores positivos, lo que representa la presencia de anticuerpos circulantes contra dicho antígeno en un 3.25% del total de aves muestreadas (Ver gráfica No. 8)

La distribución de los reactores positivos a Salmonella spp según la especie de ave (ver gráfica No. 3) son los siguientes:

Amazona autumnalis: de un total de 60 aves de esta especie, que fueron muestreadas, 28 de ellas reaccionaron positivamente a la prueba, lo que representa un 46.67% del total de aves de esta especie y un 22.76% del total general de aves muestreadas. (Ver gráfica No. 4).

Amazona farinosa: de 22 aves de esta especie, 5 reaccionaron positivamente a la prueba. Esto representa el 22.73% del total de las aves de esta especie y un 4.06% del total general de aves muestreadas (Ver gráfica No. 5).

Amazona albifrons: de un total de 31 aves de esta especie que fueron muestreadas, 1 de ellas reaccionó positivamente, lo cual representa un 3.22% de las aves de esta especie y un 0.81% del total general de aves (Ver gráfica No 6).

Pionus senilis: Ninguna de las 5 aves de esta especie reaccionó positivamente a la prueba para la detección de anticuerpos circulantes contra Salmonella spp.

Ara macao: Se tomarón muestras de 5 aves de esta especie,

de las cuales 5 reaccionaron positivas; esto representa el 100% de las aves de esta especie y el 4.06% del total general de aves muestreadas (Ver gráfica No 7).

Para Mycoplasma gallisepticum la distribución de los resultados fué la siguiente:

Ninguna de las 123 aves muestreadas reaccionó positivamente a la prueba rápida en placa para la detección de anticuerpos circulantes contra Mycoplasma gallisepticum, lo cual representa un 100% de negatividad en todas las especies de aves muestreadas.

La distribución de los reactores positivos a Mycoplasma sinoviae; según la especie de ave son los siguientes:

Amazona autumnalis: 4 aves de esta especie reaccionaron positivamente a la prueba rápida en placa evidenciando la presencia de anticuerpos circulantes contra Mycoplasma sinoviae. Estas 4 aves representan el 6.67% de las aves de esta especie y el 3.25% del total general de aves muestreadas (Ver gráfica No.9)

Ninguna de las aves de las especies: Amazona farinosa, Amazona albifrons, Pionus senilis y Ara macao reaccionaron positivamente a la prueba rápida en placa, lo cual evidencia la ausencia de anticuerpos circulantes contra Mycoplasma sinoviae en dichas especies de aves (Ver gráfica No. 9).

Como puede observarse en los resultados obtenidos, el mayor porcentaje de positividad ocurrió ante el antígeno de Salmonella spp. ya que el suero de 39 (31.71%) aves manifestó reacción

positiva, evidenciando la presencia de anticuerpos circulantes, mientras que, no hubo reacción alguna en ninguno de los 123 sueros al enfrentarlos al antígeno de *Mycoplasma gallisepticum*, demostrándose la ausencia de anticuerpos circulantes contra dicho microorganismo en las aves muestreadas.

Solamente 4 (3.25%) de los sueros manifestaron reacción positiva ante el antígeno de *Mycoplasma sinoviae*, confirmando la presencia de anticuerpos circulantes específicos contra dicho microorganismo (ver gráfica No. 8).

El mayor porcentaje de reacciones positivas a *Salmonella spp* se observó en la especie *Ara macao*, de las cuales el 100% resultaron positivas. Esto puede deberse a que la totalidad de las aves muestreadas de esta especie, están en el centro de rescate, como producto de donaciones particulares y todas han estado en contacto cercano con el ser humano; y, dicha convivencia contribuye a la transmisión del agente etiológico.

En la especie *Amazona autumnalis* se observó un 46.67% de reactores positivos a *Salmonella spp*. La mayoría de estos animales están en el centro de rescate como consecuencia directa de decomisos, y previo a esto son extraídos de su hábitat siendo aún muy jóvenes quedando a merced de sus captores, hasta que alcancen una edad adecuada para su ilícita comercialización. Este manejo al que son sometidos, el cual incluye hacinamiento, deficiencia o ausencia total de medidas higiénicas y una dieta por demás inadecuada, constituye un factor predisponente para el desarrollo de enfermedades infecto-contagiosas.

Debido a la escasez de reactores positivos para Mycoplasma sinoviae y la ausencia total de reactores positivos para Mycoplasma gallisepticum la prueba de Chi cuadrado se corrió unicamente para los resultados observados en el caso de Salmonella spp.

Para la variable especie, se planteó la siguiente Hipótesis nula:

Ho: No existe relación entre la variable especie y los resultados serológicos observados.

Además se planteó la siguiente Hipótesis alternativa:

Ha: Existe relación entre la variable especie en estudio y los resultados serológicos obtenidos.

En base a los resultados obtenidos se corrió la prueba de Chi cuadrado utilizando la fórmula:

$$\text{Chi cuadrado} = \text{Sumatoria} \frac{(\text{VO} - \text{VE})^2}{\text{VE}}$$

en donde: VO = valores observados

VE = valores esperados

Se obtuvo un valor para Chi cuadrado de 31.77 por lo que para la variable especie en estudio se acepta la Hipótesis nula, demostrando que no existe relación entre las especies de aves estudiadas y los resultados serológicos observados.

VII CONCLUSIONES

1. En el presente trabajo se demostró la presencia de anticuerpos circulantes contra Salmonella spp y contra Mycoplasma sinoviae en una población de aves psitácidas nativas, residentes en el centro de rescate de ARCAS en el municipio de Flores, departamento de El Petén.
2. De 123 aves muestreadas el 31.71% reaccionó positivamente a el antígeno de Salmonella spp y el 3.25% reaccionó positivamente a el antígeno de Mycoplasma sinoviae. Ninguna de las aves muestreadas manifestó reacción positiva ante el antígeno de Mycoplasma gallisepticum.
3. No existe relación entre las especies estudiadas y los resultados serológicos observados.
4. La Salmonelosis es una enfermedad que afecta indistintamente a aves psitácidas de cualquier especie, sin embargo dicha entidad nosológica se favorece por condiciones higiénicas inadecuadas, así como dietas que incluyen desechos o desperdicios de expendios de alimentos de origen animal y desechos alimenticios de poblaciones humanas.
5. En lo referente a la Salmonella spp se observó una incidencia del 100% en la especie Ara macao o guacamaya escarlata lo que puede deberse a que la totalidad de estas aves son

producto de donaciones particulares y han estado en contacto directo con seres humanos y dicha convivencia puede contribuir a la transmisión de el agente etiológico.

6. Algunas enfermedades producidas por especies de **Mycoplasmas** en aves psitácidas están ampliamente documentadas en la literatura, sin embargo en el presente estudio, se observó una incidencia bastante baja de sinovitis infecciosa y la ausencia total de enfermedad crónica respiratoria.

VIII RECOMENDACIONES

1. Realizar estudios serológicos en poblaciones controladas de aves psitácidas, que contribuyan a aumentar la escasa información disponible a la fecha con el propósito de que sirvan para sentar bases en la elaboración de programas profilácticos.
2. Se recomienda complementar la prueba rápida en placa con el aislamiento del microorganismo a partir de hemocultivos.
3. Reducir, mediante medidas higiénicas adecuadas, la contaminación con Salmonella spp. de los alimentos para las aves, complementando lo anterior con la elaboración de programas de educación e información sanitaria dirigidas al personal técnico que labora en los centros de rescate y aviarios comerciales de aves psitácidas.
4. Debe ser reconocido que el impacto que las enfermedades como la salmonelosis y la mycoplasmosis tienen en poblaciones silvestres de aves psitácidas, es a la fecha, desconocido, por lo que las medidas tendientes al control y erradicación de estas enfermedades dentro de un aviario o centro de rescate deberá estar enfocado a el tratamiento médico y posterior evaluación serológica, considerando que los animales positivos a Salmonella spp. pueden permanecer como portadores sanos por periodos prolongados de tiempo e incluso de por vida, por lo que debe evaluarse la posibilidad de eutanasia de animales reproductores que se muestren reactivos después de intentar un tratamiento.

5. Divulgar ampliamente los riesgos de antropozoonosis y de zooantroponosis, debido a la adquisición de animales silvestres, haciendo énfasis en enfermedades como la Chlamidiasis y Salmonelosis en aves psitácidas.

IX RESUMEN

En el presente trabajo se investigó la presencia de reactores positivos a *Salmonella spp.*, *Mycoplasma gallisepticum* y *Mycoplasma sinoviae*, en una población controlada de aves psitácidas en el centro de la Asociación de Rescate y Conservación de Vida Silvestre (ARCAS) ubicado en el municipio de Flores, departamento de El Petén.

Para la realización de dicha investigación se recolectaron 123 muestras de sangre de cinco especies de aves psitácidas.

De las muestras que se recolectaron se obtuvieron los resultados siguientes: para *Salmonella spp* resultaron positivas 39 aves, las cuales representan un 31.71% del total de aves muestreadas. Para *Mycoplasma sinoviae*, 4 aves reaccionaron positivamente, lo que representa un 3.25% del total de aves muestreadas, mientras que ninguna de las 123 aves reaccionó positivamente a el antígeno de *Mycoplasma gallisepticum*.

Los resultados de la prueba serológica para la detección de anticuerpos circulantes contra *Salmonella spp.*, distribuidos según la especie son los siguientes: *Amazona autumnalis* (loro cachetes amarillos) resultaron 28 positivos lo que representa un 22.76%, *Amazona farinosa* (loro cabeza azul) 5 positivas que representa un 4.06%, *Amazona albifrons* (loro frente blanca) 1 positiva que representa el 0.81%, *Pionus senilis* (cotorra cabeza blanca), ninguna de las cinco aves muestreadas reaccionó positivamente a la prueba serológica y en la especie *Ara macao* (guacamaya escarlata) las 5 aves muestreadas reaccionaron positivamente, lo

que representa un 4.06% del total de aves muestreadas.

En el caso de Mycoplasma sinoviae las 4 aves que reaccionaron positivamente a la prueba serológica pertenecen a la especie Amazona autumnalis (loro cachetes amarillos).

Para el análisis de datos se realizó una prueba de Chi cuadrado encontrándose que no existe relación entre las especies muestreadas y los resultados observados.

ANEXOS

ANEXO 1

Ficha de Control

Determinación de la presencia de anticuerpos circulantes contra **Salmonella spp.**, **Mycoplasma gallisepticum** y **Mycoplasma sinoviae** en aves psitácidas en el centro de rescate de la Asociación de Rescate y Conservación de vida silvestre (ARCAS) en el departamento de El Petén.

Fecha: _____

No. de Registro: _____

Especie: _____

Procedencia: _____

LABORATORIO.

Fecha: _____

Prueba rápida en placa:

Salmonella spp:	Positivo / / Negativo / /
Mycoplasma gallisepticum:	Positivo / / Negativo / /
Mycoplasma sinoviae	Positivo / / Negativo / /

Observaciones: _____

ANEXO 2

TECNICAS DE RECOLECCION DE SANGRE

Método de extracción de sangre de la vena Ulnar:

1. Se coloca al ave anestesiada sobre su espalda con un ala extendida.
2. Se busca la articulación radio-ulnar.
3. Se humedecen las plumas con alcohol.
4. Se inserta la aguja en dirección proximal y se succiona.

Equipo necesario: Aguja número 25 y jeringa de 2.5 ml.

Ventajas:

Se encuentra facilmente en la mayoría de las especies aviares.

Desventajas:

Puede producir hematomas y pérdidas de sangre.

Método de extracción de sangre de la vena yugular:

Observaciones:

- a. Se escoge la vena yugular derecha que es más gruesa que la izquierda.
- b. La posición de la cabeza y el cuello es importante para tener buen acceso a la vena.

Procedimiento:

1. Se coloca al ave en la mano con la espalda hacia la palma colocando el cuello entre el dedo índice y el medio, presionando levemente contra la mandíbula
2. Se humedecen las plumas con alcohol, se coloca la jeringa y se succiona (14,37).

ANEXO 3

CUADRO No. 1

Resultados a la prueba rápida en placa para la detección de anticuerpos circulantes contra *Salmonella* spp., *Mycoplasma gallisepticum* y *Mycoplasma sinoviae* en aves psitácidas, según especie.

Antígeno Reacción Especie	Salmonella spp.		M. galli- septicum		M. sinoviae		TOTAL DE AVES
	+	-	+	-	+	-	
A. autumnalis	28	32	0	60	4	56	60
A. farinosa	5	17	0	22	0	22	22
A. albifrons	1	30	0	31	0	31	31
Pionus senilis	0	5	0	5	0	5	5
Ara macao	5	0	0	5	0	5	5
TOTAL	39	84	0	123	4	121	123

Total de reactores positivos: 43 (39 a *Salmonella* spp. y 4 a *Mycoplasma sinoviae*)

Número de animales muestreados: 123

Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo.

CUADRO No. 2

Distribución por especie de los resultados de la prueba rápida en placa para detectar anticuerpos contra Salmonella spp.

Reacción Especie	Positiva	Negativa	TOTAL
<i>Amazona autumnalis</i>	28	32	60
<i>Amazona farinosa</i>	5	17	22
<i>Amazona albifrons</i>	1	30	31
<i>Pionus senilis</i>	0	5	5
<i>Ara macao</i>	5	0	5
TOTAL	39	84	123

Total de reactores positivos: 39

Total de reactores negativos: 84

Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo.

CUADRO No. 3

Distribución por especie de los resultados de la prueba rápida en placa para detectar anticuerpos contra Mycoplasma gallisepticum

Reacción Especie	Positiva	Negativa	TOTAL DE AVES
Amazona autumnalis	0	60	60
Amazona farinosa	0	22	22
Amazona albifrons	0	31	31
Pionus senilis	0	5	5
Ara macao	0	5	5
TOTAL	0	123	123

Total de aves positivas: 0 lo que representa el 0%, del total de aves muestreadas.

Total de aves negativas: 123

Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo

CUADRO No. 4

Distribución por especie de los resultados de la prueba serológica para la detección de anticuerpos circulantes contra *Mycoplasma sinoviae*.

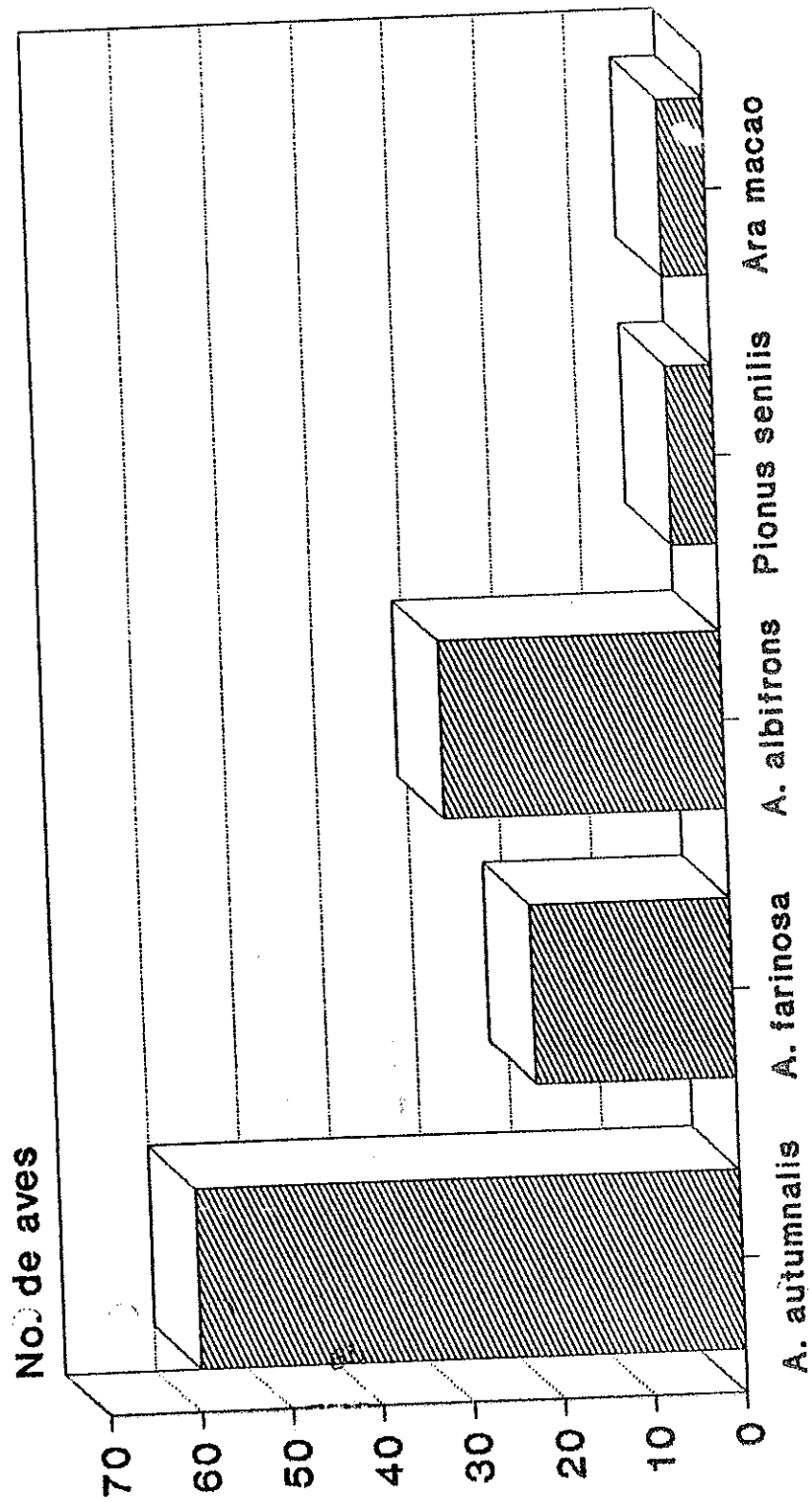
Reacción Especie	Positiva	Negativa	TOTAL DE AVES
<i>Amazona autumnalis</i>	4	56	60
<i>Amazona farinosa</i>	0	22	22
<i>Amazona albifrons</i>	0	31	31
<i>Pionus senilis</i>	0	5	5
<i>Ara macao</i>	0	5	5
TOTAL	4	119	123

Total de aves positivas: 4 que representan el 3.25% del total de aves muestreadas y el 6.67% de las aves de esta especie.

Total de aves negativas: 119

Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo.

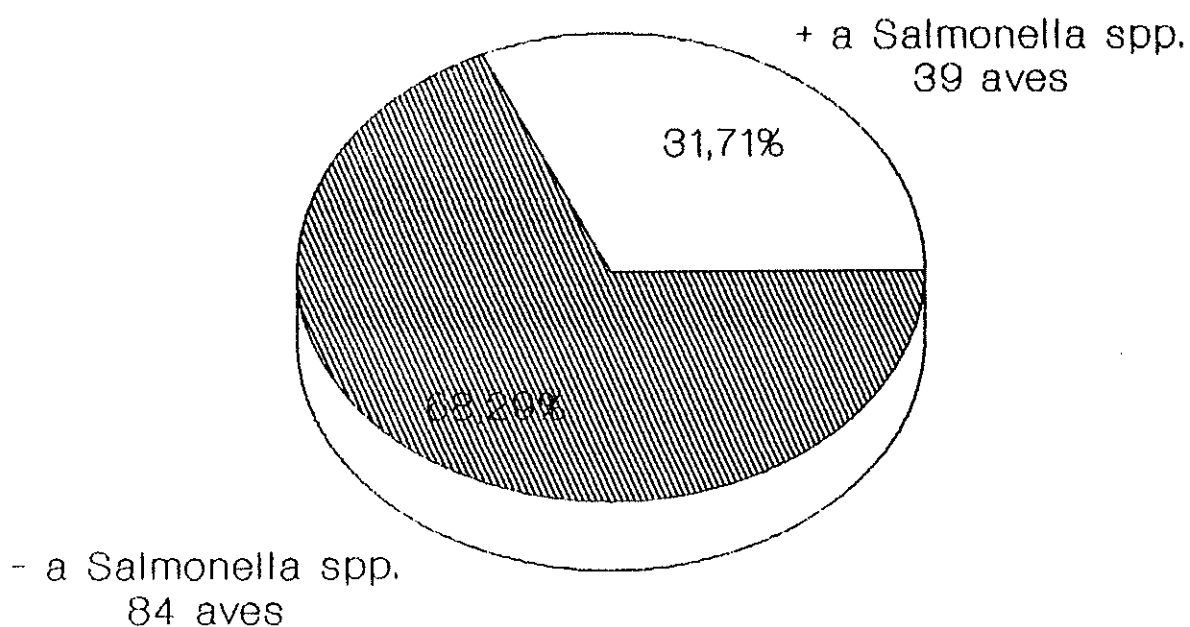
Distribucion por especie de las aves muestreadas



GRAFICA NO. 1

Total de aves muestreadas: 123
Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo

Resultados de la prueba rapida en placa para detectar anticuerpos circulantes contra *Salmonella sp.* en aves psitacidas

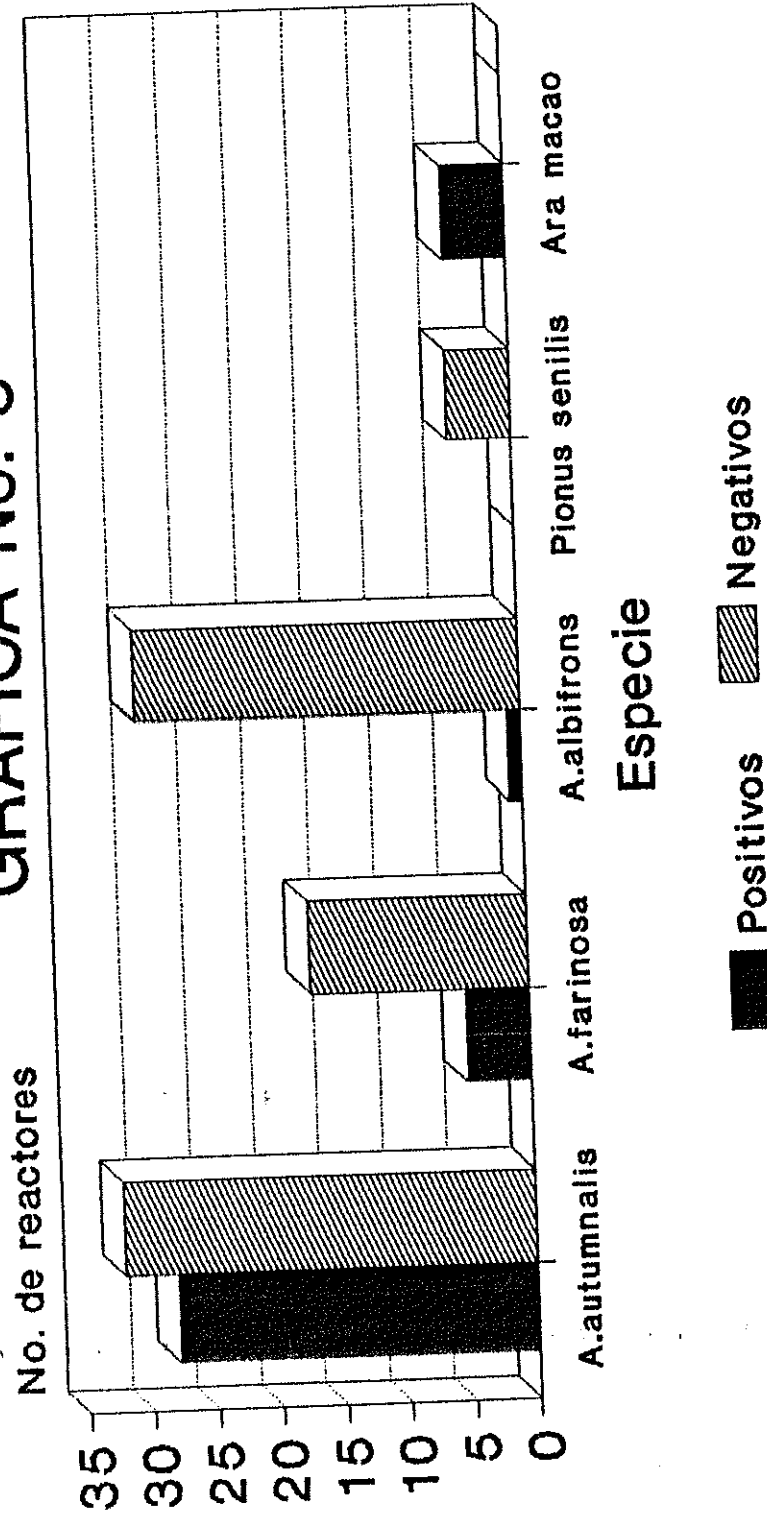


Grafica No. 2

Total de aves muestreadas 123
Fuente: datos obtenidos del presente trabajo.

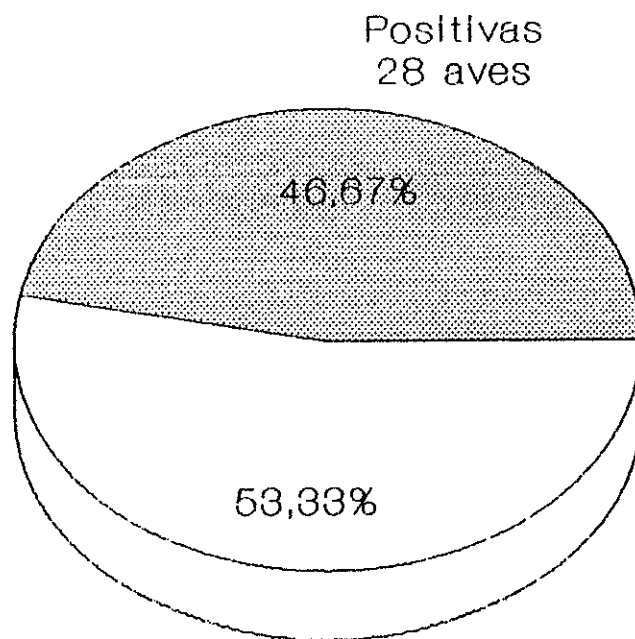
Distribucion por especie de los resultados de la prueba serologica para detectar anticuerpos contra *Salmonella* spp.

GRAFICA No. 3



Total de aves muestreadas: 123
Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo

Numero de aves de especie *Amazona autumnalis* positivas a la prueba serologica para *Salmonella spp*

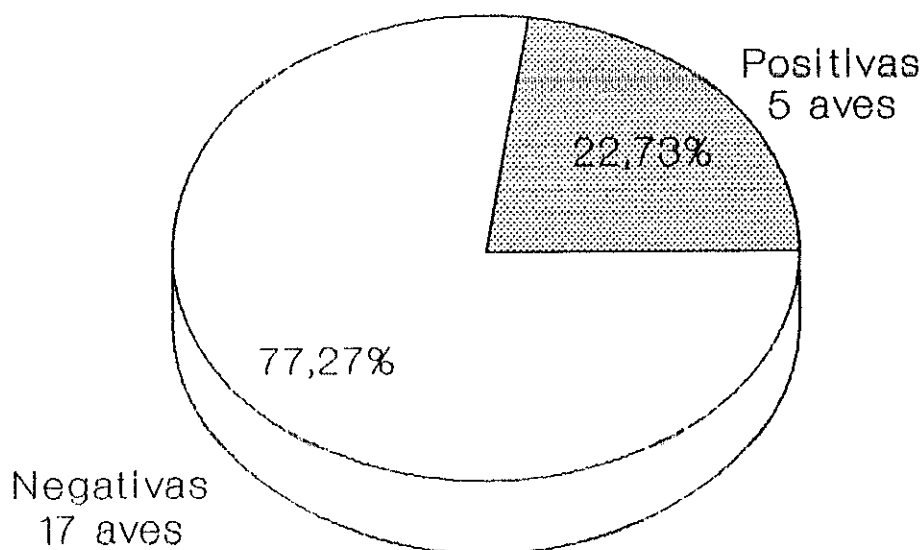


Negativas
32 aves

Grafica No. 4

Total de aves muestreadas: 60
Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo

Numero de aves de especie *Amazona farinosa* positivas a la prueba serologica para *Salmonella spp.*



Grafica No. 5

Total de aves muestreadas: 22
Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo

Numero de aves de especie *Amazona albifrons* positivas a la prueba serologica para *Salmonella spp.*

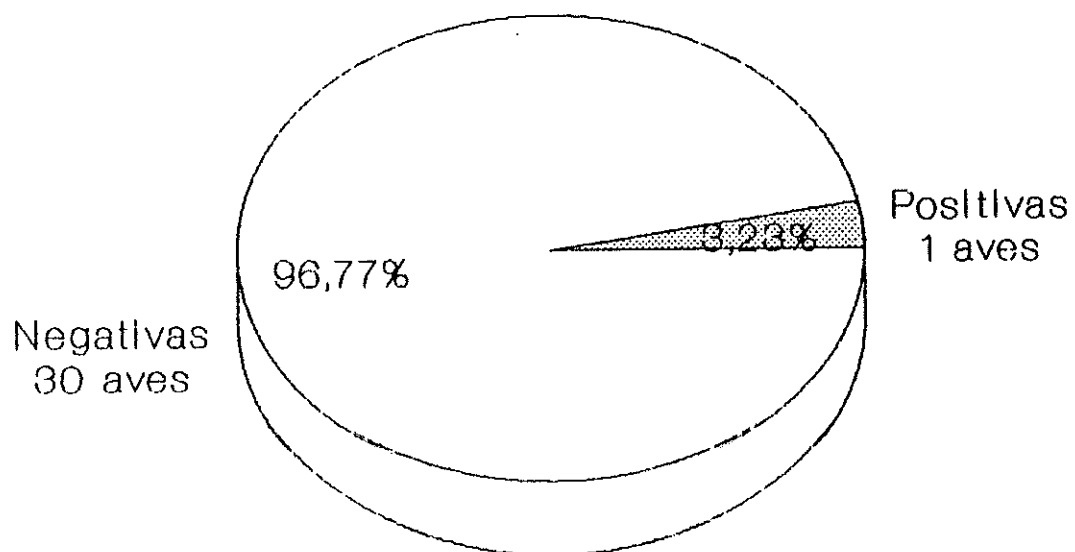
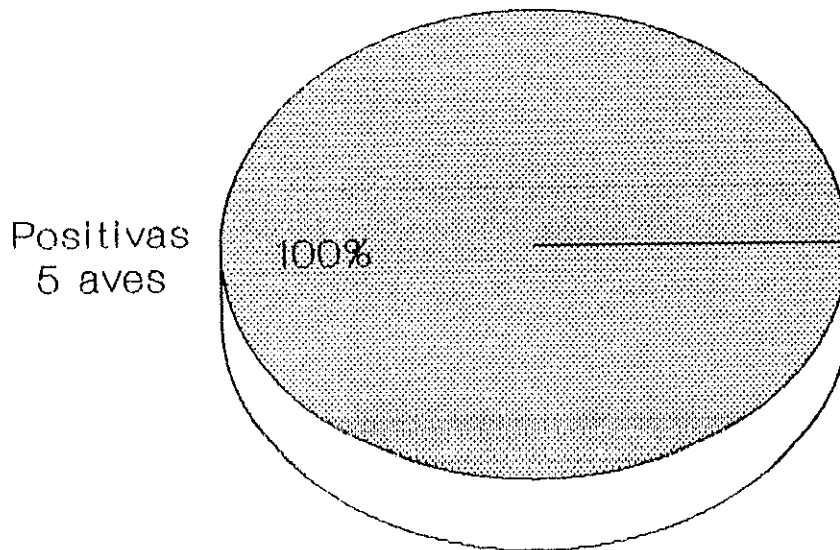


Grafico No. 6

Total de aves muestreadas: 31
Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo.

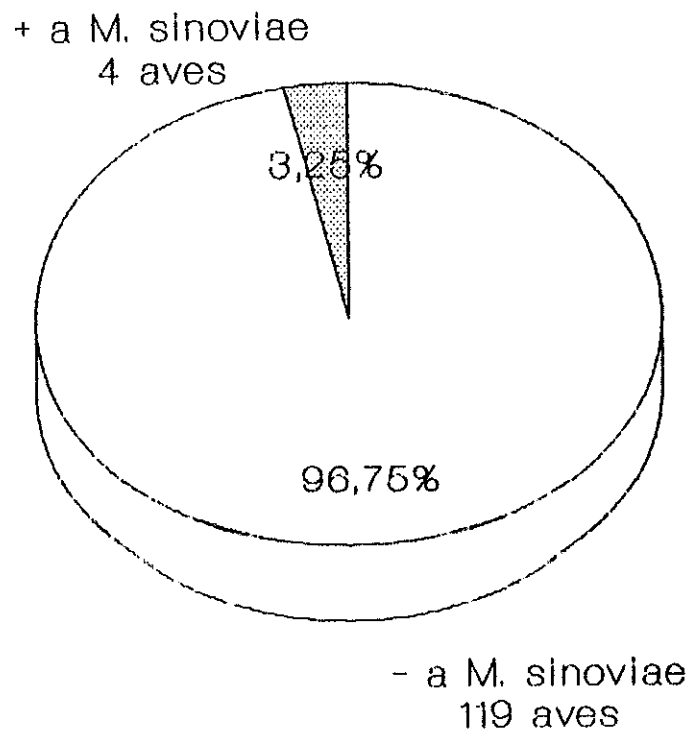
Numero de aves de especie *Ara macao*
positivas a la prueba serologica para
Salmonella spp.



Grafica No. 7

Total de aves muestreadas: 5
Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo

Resultados de la prueba serologica para detectar anticuerpos circulantes contra *Mycoplasma sinoviae* en aves psitacidas

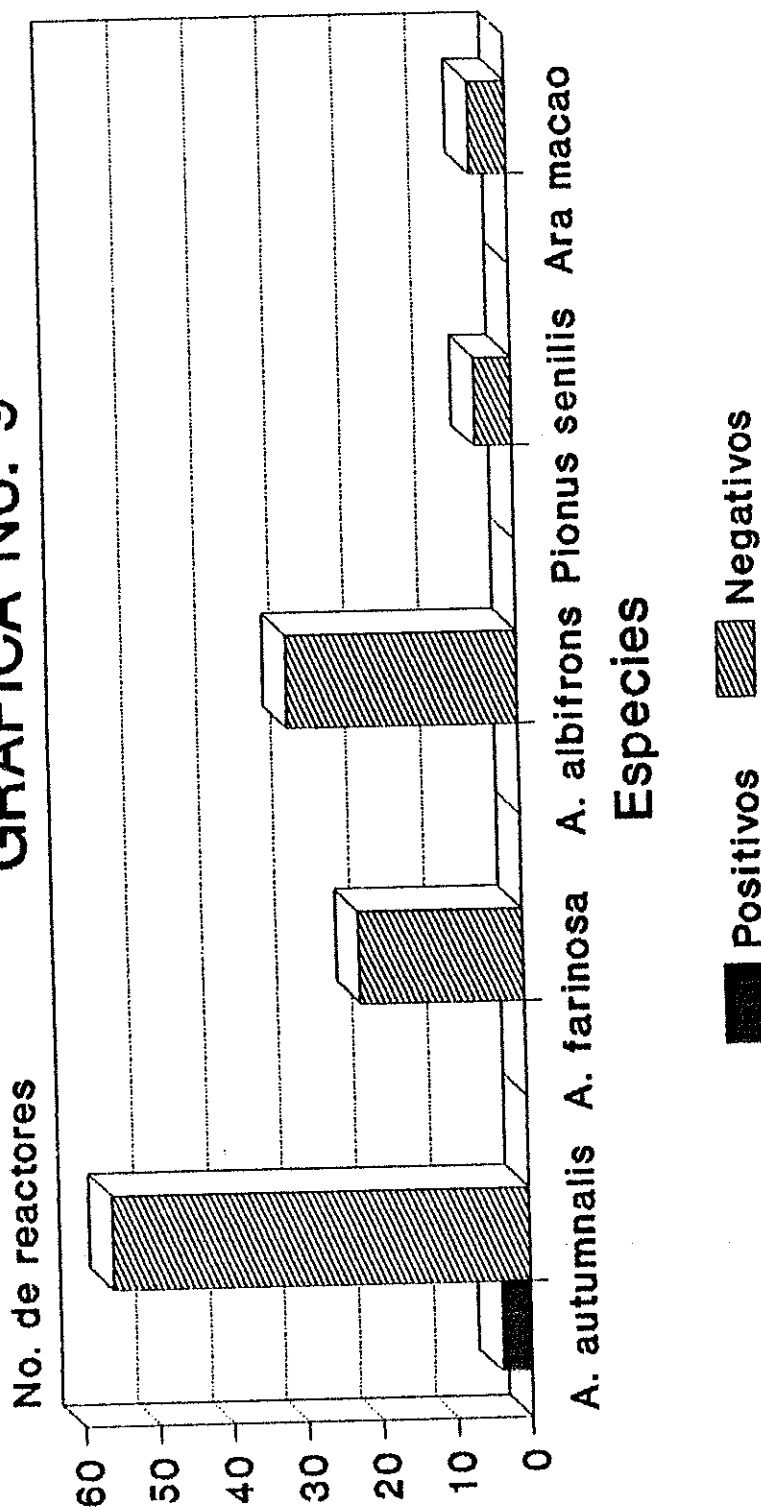


Grafica No. 8

Total de aves muestreadas: 123
Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo

Resultados segun especie de la prueba serologica para detectar anticuerpos contra *Mycoplasma sinoviae*

GRAFICA No. 9



Total de aves muestreadas: 123
 Fuente: Datos obtenidos del presente trabajo

APENDICE

DESCRIPCION MORFOLOGICA DE LAS

AVES PSITACIDAS MAS COMUNES EN EL DEPARTAMENTO DE EL PETEN

Loro de frente blanca (*Amazona albifrons albifrons*):

Mide aproximadamente 10 pulgadas y pesa unos 215 gramos. No es muy común, se le encuentra principalmente en Uaxactún. Posiblemente sea una especie abundante, pero es difícil de encontrar, siendo más fácil su localización en espacios abiertos de arboles espaciados. Su frente es blanca y se extiende hasta la corona de color azul fuerte, con lorum rojo y un parche rojo brillante en las alas, marca que ostentan unicamente los machos. El resto de su cuerpo es de color verde brillante con tinte amarillo, pero las alas primarias son azules. Tiene pico amarillo y los ojos son amarillo claro, la piel desnuda es gris y las patas amarillo verdoso. Anidan en agujeros de arboles y los huevos son de color blanco.

Loro cachetes amarillos (*Amazona autumnalis autumnalis*):

Tambien llamado loro cariamarillo, mide de 12 a 13 pulgadas y pesa de 300 a 450 gramos.

Bastante común en la selva y en arboles que la rodean. Este loro varía bastante en su peso; pesando algunos de sus ejemplares más de los 450 gramos. El área rojo brillante del lorum se extiende sobre la frente (reducida en los inmaduros). Los carrillos son amarillo cromo y tiene una marca muy conspicua, no aparente en los inmaduros que tienen carrillos verdes. La corona es ligeramente lila y las partes superiores son totalmente

verde claro. las interiores son amarillo verduzco; las plumas primarias de las alas son azules y tienen manchas rojas en las secundarias. La parte superior del pico es amarillo, la interior es negro, la cera es amarilla, los ojos amarillo-naranja rodeados de piel desnuda amarillenta, las patas son de color gris.

Loro cabeza azul (*Amazona farinosa guatemalae*):

Mide 14.5 pulgadas y puede llegar a pesar hasta 600 gramos. Es uno de los loros más comunes de Tikal. Es bastante conspicuo debido a la algarabía que hace en las arboledas. El plumaje de este loro; el más grande de los de El Petén, es casi totalmente verde opáco, más claro y de tonalidades más fuertes, en los carrillos y en las partes inferiores. La corona y la nuca son azul pálido. Las plumas de las alas son azules y las secundarias tienen una mancha roja. El pico es negro y de color marfil en la parte superior, gris en la interior. La cera amarilla es muy pequeña, los ojos rojo naranja, rodeado de piel desnuda blanca amarillenta. Tiene las patas de un color amarillo verduzco sucio.

Cotorra de corona blanca (*Pionus senilis senilis*):

Mide 9 pulgadas y pesa unos 200 gramos. Esta cotorra es un residente común del área de Tikal. Es el loro más oscuro y más azul de la región, con el pecho la cabeza y el cuello azul fuerte, haciendo contraste con la frente blanca, la corona, la barbilla y la parte superior de la garganta también blancos. Tiene las alas verde-oscuro, con mucho azul en las plumas de

vuelo y café bronceado en las cobertoras de las alas. El dorso lo tiene también verde oscuro. Las únicas plumas exteriores de la cola son azules y algo de rojo que también luce en las plumas cobertoras de abajo. El pico es amarillo verdoso, las patas color naranja, los ojos café, rodeados de piel desnuda naranja fuerte. Generalmente permanecen silenciosas al trepar por los arboles, pero gritan ruidosamente al volar. Anidan en agujeros de los arboles y ponen huevos totalmente blancos.

Guacamaya roja (*Ara macao*):

Mide 36 pulgadas y pesa unos 1,150 gramos. Esta vistosa ave no se encuentra en Tikal y es actualmente muy difícil de encontrar. En estos loros; los más grandes del Petén, la cola es de casi 20 pulgadas de largo, color rojo brillante, y representa las dos terceras partes de su tamaño. Son de colorido muy brillante en tonos de rojo escarlata, amarillo fuerte y azul. La piel desnuda de la cara y la parte superior del pico son blanco rosado, el pico inferior negro, las patas gris oscuro y los ojos amarillo claro (32).

BIBLIOGRAFIA

1. ALVARADO, J. 1981. Enfermedad crónica respiratoria: Comprobación de la importancia de la transmisión transovárica en la incidencia de la enfermedad en Guatemala. Tesis Médico Veterinario. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 1-23.
- 2) ASHTON, W.L. 1984. The risks and problems connected with the import and export of captive birds. British Veterinary Journal. 140(4) 320-321.
- 3) BIESTER, H.E. y SCHWARTE, L.H. 1964. Enfermedades de las aves. Trad. José Pérez. México, UTEHA. p. 163-199., 252-292., 324-332.
- 4) BOLANOS, J.V. 1979. Estudio sobre la virulencia de Salmonella gallinarum en pollo variedad pesada. Tesis Médico Veterinario. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 2-9.
- 5) BURR, E.W. 1982. Diseases of Parrots. T. F. H. publications, Inc. Ltd. Tacoma WA. 84, 96-97.
- 6) BURROWS, W. 1965. Tratado de Microbiología. Trad. Alberto Filch. 18a Edición. México, Interamericana. p. 469-476.
- 7) BUTCHER, GARY, D., BROWN, M. 1992. Reduction of clinical signs in budgerigars, experimentaly infected with Mycoplasma gallisepticum. Journal of the avian veterinary association. pp 230.
- 8) CASTELLO, J.A. 1975. Manual Práctico de Avicultura. Real Escuela Oficial y Superior de Avicultura. Barcelona, España. p. 138-139, 146-149.
- 9) CHAVARRIA, J.A. 1979. Prevalencia de Anticuerpos contra Salmonelosis en aves de municipio de San Juan Comalapa, Chimaltenango. Tesis Médico Veterinario. Universidad de San Carlos de Guatemala. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 2-10.

- 10) CONGRESO DE AVICULTURA CENTROAMERICANO Y DEL CARIBE. (IX, 1986, Guatemala). 1986. (Memorias). La Enfermedad Crónica respiratoria en Cuba. Bacallao, A. Guatemala. p 29.
- 11) CONGRESO DE AVICULTURA DE CENTROAMERICA Y PANAMA. (I, 1975, Guatemala), 1,975 (Memorias). Enfermedad crónica respiratoria y complejo de enfermedad crónica respiratoria. Villaseñor, J. Guatemala. pp 43-47.
- 12) CONGRESO LATINOAMERICANO DE AVICULTURA. (VI, 1979, Perú). 1979 (Memorias). Determinación de la actividad "in vitro" de la gentamicina sobre cepas de E. coli, aisladas de aves con enfermedad crónica respiratoria. Bottino, J.A. et al. Perú. pp 370-372.
- 13) _____ (VII 1981, Guatemala. (Memorias). Estado actual de la Mycoplasmosis aviar en Guatemala. Yamamoto, R. Guatemala. pp 124-126.
- 14) DEIN, J.F. 1984. Laboratory Manual of Avian Hematology. Association of Avian Veterinarians. Department of Pathology, National Zoological Park Smithsonian Institution. Washington, D.C. pp 3, 27-29.
- 15) FIGUEROA, M. 1984. Enfermedades infecciosas de los animales domesticos en Centroamérica. San José, Costa Rica. Universidad Estatal a Distancia. pp 151-154, 268-274.
- 16) FOWLER, M.E. 1986. Zoo and wild animal medicine. 2a. edición. Press. of W.B. Saunders company. pp 496-497.
- 17) GARCIA, M.R. 1976. Mycoplasmosis en gallinas; serología en reproductoras y lesiones en embriones. Tesis Médico Veterinario. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de medicina Veterinaria y Zootecnia. pp 1-5.
- 18) GLISSON, J. 1987. Mycoplasmosis en gallinas ponedoras comerciales. Avicultura Profesional. E.E.U.U. 5(2):74-76.
- 19) GONZALES, S.A. 1980. Método de aislamiento e identificación de *Mycoplasma gallisepticum*. Revista Avicultura (Cuba) 24(2):161-170.

- 20) **GUILLEN, A., R.E.** 1982. Determinación serológica y aislamiento de Salmonella en aves Gallus gallus en algunas granjas avícolas de la ciudad de Guatemala. Tesis Médico Veterinario. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. pp 2-4.
- 21) **HARRISON, HARRISON.** 1986. Clinical avian medicine and surgery. Press. of W.B. Saunders. pp 445-447 y 454-455.
- 22) **HOFSTAD, M.S. et al.** 1978. Diseases of poultry. 7a. Edición. Iowa, University Press. pp 80-115, 233-269.
- 23) **ILLESCAS, J.M.** 1982. Salmonellosis, revisión a su importancia en la avicultura. Fomento Avícola. (Guatemala) No. 6:8-10.
- 24) _____. (1982). Transmisión de las Salmonellas desde los lotes de reproductores y las incubadoras a la progenie. El Informador Avícola. (Guatemala) No. 16: 12.
- 25) **KIRK, ROBERT W.** 1984. Terapéutica Clínica en especies pequeñas. Compañía Editorial Continental S. A. México, D.F. Tomo II, pp 1246-1247.
- 26) **MARTINEZ, J.I.** 1978. Determinación serológica de anticuerpos de Salmonella pullorum en el municipio de San Martín Jilotepeque, Chimaltenango. Tesis Médico veterinario. Universidad de San Carlos de Guatemala. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. pp 7-10.
- 27) **MAZARIEGOS, R. MARIA ISABEL.** 1991. Determinación de anticuerpos circulantes contra Chlamydia psittaci en aves psitácidas nativas en cautiverio. Tesis Médico Veterinario. Universidad de San Carlos de Guatemala. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. pp 57.
- 28) **MOSQUEDA, A.** 1984. Enfermedades Infecciosas. Tomo I. México, UNAM. pp 1-16, 212-241.
- 29) **MOTTA, L.E.** 1989. Prevalencia de Salmonellosis y Mycoplasmosis en aves de patio Gallus gallus del departamento de Sololá que llegan a los puestos de vacunación. Tesis Médico Veterinario, Universidad de San Carlos de Guatemala. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

30) ORELLANA S., D.P. 1988. Determinación de anticuerpos circulantes contra las enfermedades Mycoplasmosis y Salmonellosis en aves de patio (Gallus gallus) en el municipio de San Juan Ostuncalco, Quetzaltenango. Tesis Médico Veterinario. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. pp 2-82.

31) OROSZ, S. et al. 1992. Salmonella enteritidis infection in two species of Psittaciformes. Journal of the association of avian veterinarians. 6 (2). pp 84.

32) PETERSON, ROGER, T., CHALIF, EDWARD, L. 1973. Field Guide to Mexican Birds, México, Guatemala, Belize (British Honduras), El Salvador. Houghton Mifflin Company. Boston. pp 72-74.

33) PLOWRIGTH, W. 1988. Investigación sobre las enfermedades de la fauna salvaje: Es necesaria una reevaluación?. Revista Ciencia y Tecnología. 7(4): 783-792.

34) QUINTANA, J.A., MOSQUEDA, A.T. 1986. Prevención, control y erradicación de la tifoidea aviar. México, Asociación Americana de la Soya. No. 70:23-24.

35) RODAS, R. 1985. Consideraciones sobre la enfermedad crónica respiratoria. El Informador Avícola. (Guatemala) N. 9:10-12.

36) ROSALES, G. 1987. Prueba de micro-aglutinación para la detección de infecciones producidas por Salmonella pullorum y Salmonella gallinarum. Avicultura profesional. 5(1):25-26.

37) SAGASTUME, JUAN PABLO. 1995. Determinación de Intervalos de referencia para hematología y bioquímica sérica en loros Nuca Amarilla (Amazona auropalliata) criados en cautiverio en el proyecto FUNDAVES en Guatemala. Tesis Médico veterinario. Facultad de Medicina Veterinaria y zootecnia. Universidad de San Carlos de Guatemala.

38) SCHMAHL, C. 1990. Therapeutics trials on (spontaneous) natural infection with Salmonella typhimurium var. copenhagen in racing and fancybreed pigeons. Journal of the association of avian veterinarians. 4(4): 232.

- 39) SEMINARIO INTERNACIONAL DE PATOLOGIA AVIAR. (V, 1983, Georgia). 1983. (Informe). Pullorosis y tifoidea aviar. Frazier, M. E.E. U.U. p. 123-133.
- 40) SILVA, E. 1986. Los problemas de *Salmonella gallinarum* en Centroamerica. Avicultura profesional. (E.E. U.U.) 4(1):15-18.
- 41) THE MERCK VETERINARY MANUAL. 1985. 6a edición. E.E. U.U. Merck & Co. pp 1284-1294.
- 42) THORSTAD, CINDY, L. 1992. Anesthesia and monitoring of the surgical patient. 1992 Proceedings, Annual conference. Association of avian veterinarians. pp 471-475.
- 43) WHITEMAN, C.E., BICKFORD, A. 1983. Manual de Enfermedades de las Aves. Trad. Hugo Medina. 2a Ed. Pennsylvania, E. E. U. U. pp 113-115, 128-133, 146-155.
- 44) YAMAMOTO, R. 1986. Avances recientes en diagnóstico y control de Mycoplasma aviaries. El informador Avícola. (Guatemala) No.21:21-23.
- 45) YURRITA, E. 1990. Estudio de Salmonellosis en tres rastros avícolas en la ciudad de Guatemala. Tesis Médico Veterinario. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. pp 3-14.



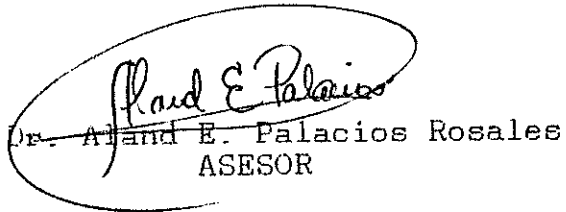
Er. Edie Carol Avila Kristancic



Dra. Lucero Serrano de Gavlán
ASESOR PRINCIPAL




Dr. Oscar Murga
ASESOR



Dr. Aland E. Palacios Rosales
ASESOR

IMPRIMAGE:



Dr. José Paredes Fernández
DECANO