

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

DETERMINACION DE ANTICUERPOS CIRCULANTES CONTRA
***Mycoplasma gallisepticum* Y *Mycoplasma synoviae*. EN AVES DE**
PATIO *Gallus gallus*. DEL DEPARTAMENTO DE GUATEMALA;
UTILIZANDO LA PRUEBA AGLUTINACION RAPIDA EN PLACA E
INHIBICION DE LA HEMOAGLUTINACION.

TESIS

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

POR

AIDA PATRICIA CHIQUIN GARCIA

AL CONFERIRSELE EL TITULO DE

MEDICO VETERINARIO

GUATEMALA, SEPTIEMBRE DE 1996

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

De conformidad con lo que se establece en los estatutos de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a consideración de ustedes el trabajo de tesis titulado:

DETERMINACION DE ANTICUERPOS CIRCULANTES CONTRA Mycoplasma gallisepticum Y Mycoplasma synoviae. EN AVES DE PATIO Gallus gallus. DEL DEPARTAMENTO DE GUATEMALA; UTILIZANDO LA PRUEBA AGLUTINACION RAPIDA EN PLACA E INHIBICION DE LA HEMOAGLUTINACION.

Como requisito previo a optar al título profesional de

MEDICO VETERINARIO

10
T(686)
C. A

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

DECANO

Dr. José Perezcanto

SECRETARIO

Dr. Humberto Maldonado C.

VOCAL I

Lic. Rómulo Gramajo

VOCAL II

Dr. Otto Lima L.

VOCAL III

Dr. Mario Motta

VOCAL IV

Br. Hania Ruiz

VOCAL V

Br. Luis Sandoval

ASESORES DE TESIS:

Dr. Lucero Serrano de Gaitán

Dr. Elizabeth Padilla de Motta

Dr. Ariel Alvarado Cabrera

ACTO QUE DEDICO

A DIOS

A MI PADRE

Enrique Chiquín Zavala.

A MI MADRE

Esperanza García.

A MIS HERMANOS

**Marwin, Priscila, Ligia,
Vinicio y su Familia.**

A MI NOVIO

Milton Giovanny Reyes V.

A MIS ABUELITAS

**Jesús Chiquín y
Carlota García.**

A MIS AMIGOS

**En especial René D., Luis, Ranfis,
Estuardo, Elizabeth G.**

A LAS FAMILIAS

**López García, García Gálvez,
Hernández Rousselin, Dubón Figueroa**

A

Iglesia Bíblica.

AGRADECIMIENTO:

A DIOS

A los **catedráticos** de la Escuela de Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria y zootecnia.

A mis asesores, **Dra. Lucero Serrano de Gaitán, Dra. Elizabeth Padilla de Motta y Dr. Ariel Alvarado Cabrera** por su orientación, el aporte de sus conocimientos y apoyo, durante el desarrollo de este trabajo de investigación.

A la Region I de DIGESEPE, en especial al personal de la **Sub región II**, por su colaboración desinteresada y eficaz.

Al señor **Hugo Blanco**.

Al personal del Laboratorio de Avicultura de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos.

A mi familia, en especial a mi hermano **Marwin Enrique** por su ayuda en la fase de muestreo y a mi **papá** por todo su apoyo.

A **Milton**.

A todas las personas que colaboraron durante la realización de esta tesis.

INDICE DE CONTENIDO

Pag.

I.	INTRODUCCION	1
II.	HIPOTESIS	3
III.	OBJETIVOS	3
IV.	REVISION DE LITERATURA	4
1.	ENFERMEDAD CRONICA RESPIRATORIA	
1.1	Definición	4
1.2	Sinonimia	4
1.3	Etiología	4
1.4	Distribución	5
1.5	Susceptibilidad	5
1.6	Transmisión	5
1.6.1	Transmisión horizontal	6
1.6.2	Transmisión Vertical	6
1.7	Periodo de incubación	6
1.8	Morbilidad y mortalidad	6
1.9	Síntomas	8
1.9.1	En pollitos	8
1.9.2	En aves adultas	8
1.10	Lesiones	9
1.10.1	Lesiones macroscópicas	9
1.10.2	Lesiones microscópicas	9
1.11	Diagnóstico	10
1.11.1	Diagnóstico bacteriológico	10
1.11.2	Diagnóstico Serológico	10
1.12	Tratamiento	12
1.13	Prevencion y control	13
2.	SINOVITIS INFECCIOSA	
2.1	Definición	15
2.2	Sinonimia	15
2.3	Etiología	15
2.4	Distribución	16
2.5	Susceptibilidad	16
2.6	Transmisión	16
2.7	Periodo de incubación	17
2.8	Morbilidad mortalidad	18
2.9	Síntomas	18
2.10	Lesiones	19

2.10.1	Lesiones macroscópicas	pag 19
2.10.2	Lesiones microscópicas	19
2.11	Diagnóstico	20
2.12	Tratamiento	20
2.13	Prevención y control	20
V.	MATERIALES Y METODOS	22
1.	Area de estudio	22
2.	Metodología estadística	24
2.2	Diseño de la muestra	24
3.	Materiales	
3.1	Recursos humanos	27
3.2	Recursos de laboratorio	27
3.3	Recursos de campo	27
3.4	Material biológico	28
3.5	Centros de referencia	28
4.	Métodos	28
4.1	Obtención de la muestra	28
4.2	Procedimiento de laboratorio	29
4.2.1	Prueba rápida en placa	29
4.2.2	Prueba de inhibición de la hemoaglutinación	29
4.2.3	Prueba de ELISA	31
VI.	FINANCIAMIENTO	33
1.	Costos de los insumos a utilizar	33
VII.	RESULTADOS Y DISCUSION	34
VIII.	CONCLUSIONES	37
XI.	RECOMENDACIONES	38
X.	ANEXO	39
XI.	BIBLIOGRAFIA	46

INDICE DE ANEXO

	Pag.
Ficha 1. Recolección de datos	40
Ficha 2. Control de resultados	40
Cuadro 1. Prueba de aglutinación rápida en placa	41
Cuadro 2. Prueba de inhibición de la hemoaglutinación	42
Cuadro 3. Prueba de ELISA	43
Gráfica 1. Prueba de aglutinación rápida en placa para <i>Mycoplasma gallisepticum</i>	44
Gráfica 2. Prueba de aglutinación rápida en placa para <i>Mycoplasma synoviae</i>	45

1. INTRODUCCION

La industria avicola desempeña un papel muy importante dentro del sector pecuario ya que hace uso de alta tecnologia para obtener un mayor beneficio en la produccion de carne y huevos, que son fuente de proteinas de alta calidad, asi como vitaminas y minerales los cuales forman parte importante en la nutricion diaria y son accesibles a la mayoria de la poblacion guatemalteca.

Dentro de la poblacion rural podemos encontrar numerosas explotaciones avicolas tipo domiciliar que ademas de proveer de alimentos de alta calidad nutricional para las familias, tambien representan una fuente de ingreso economico al comercializar los productos avicolas, lo que hace posible que se pueda producir en nuestro medio a nivel de pequena escala.

Estas explotaciones se mantienen y se desarrollan en forma tradicional y en su mayoria no implementan medidas que mejoren el manejo y la salud de las parvadas; por lo que estan expuestas a ser afectadas por diferentes enfermedades infecciosas que vienen a disminuir la posible rentabilidad que puedan representar para los pequenos avicultores o amas de casa.

Dentro de estas enfermedades mas comunes podemos mencionar a la Enfermedad Cronica Respiratoria, causada por Mycoplasma gallisepticum, y Sinovitis Infecciosa causada por Mycoplasma synoviae, siendo responsables de graves perdidas economicas, tanto como una enfermedad primaria, o cuando esta complicada con otros agentes infecciosos que hacen mas severo el cuadro de la enfermedad.

Todo lo anterior es perjudicial; ya que a pesar de que se presenta una baja mortalidad, causa pérdidas , ya sea al disminuir la ganancia de peso, baja en la postura y a la hora del faenado el descarte de piezas o áreas dañadas.

El presente trabajo es de suma importancia por realizarse en una zona en donde las granjas avícolas tecnificadas y domiciliarias coexisten simultáneamente y por ende las aves de patio pueden ser una fuente importante en la transmisión de diferentes enfermedades, entre ellas la Mycoplasmosis ó Enfermedad Crónica Respiratoria.

Se pretende que con los datos obtenidos se conozca la situación actual de las aves de corral en relación a esta enfermedad y poder ser una fuente de información específica para el área del departamento de Guatemala.

II. HIPOTESIS

Las aves de patio Gallus gallus del departamento de Guatemala poseen anticuerpos circulantes contra Mycoplasma gallisepticum y Mycoplasma synoviae.

III. OBJETIVOS

Determinar la prevalencia de anticuerpos circulantes contra Mycoplasma gallisepticum y Mycoplasma synoviae en aves de patio Gallus gallus del departamento de Guatemala.

Determinar la situación actual de las aves de patio Gallus gallus en relación a la Mycoplasmosis y ser fuente de información específica para el departamento de Guatemala.

IV. REVISION DE LITERATURA

1. ENFERMEDAD CRONICA RESPIRATORIA

1.1 DEFINICION

Es una enfermedad infecciosa, contagiosa de las aves de corral, causada por Mycoplasma gallisepticum, las afecta a cualquier edad, siendo las mas susceptibles las aves jóvenes. (9, 26) Afecta el tracto respiratorio alto y bajo de pollos y pavipollos, las aves pueden presentar los sintomas desde los 10 días de nacidas.

1.2 SINONIMIA

Se le conoce también con los nombres de Enfermedad Crónica Respiratoria (E.C.R.), en pollos, y Sinusitis Infecciosa en pavos. (9, 29)

1.3. ETIOLOGIA

Se designa con el término de Mycoplasmas a un grupo de procariotas conocidos o llamados anteriormente PPLO. Como rasgo principal, carecen de pared celular, presentan una variación en su morfología entre bacilo y cocoide. Miden de 130 a 200 milimicras de diámetro.

Están rodeados por una membrana con alto contenido de colesterol, lo que les proporciona suficiente estabilidad en los cambios osmóticos. (9, 32)

Debido a que carecen de pared celular los mycoplasmas no se tiñen con colorante de Gram y resultan mas plásticos y pleomórficos que las

eubacterias; con el colorante de Giemsa presentan un aspecto de pequeños cocos pleomórficos o bacilos de escasa longitud. (1, 9, 31)

Los mycoplasmas son muy exigentes para su cultivo, se requiere la preparación de medios complejos con una base nutritiva, suero y otros aditivos. El crecimiento es relativamente lento (3-5 días), para el aislamiento a partir de material contaminado, se debe añadir a los medios, sustancias inhibitoras. (1, 18, 22) Las colonias se presentan pequeñas, circulares con superficie granular, translúcidas con una masa densa y en relieve en el área central, debido a que presenta mayor crecimiento hacia la profundidad del agar, rara vez miden más de 0.2 - 0.3 mm de diámetro. (1, 9, 33)

1.4 DISTRIBUCION

Actualmente es una enfermedad que se encuentra distribuida a nivel mundial, causando grandes pérdidas económicas a la industria avícola. (9,29)

1.5 SUSCEPTIBILIDAD

Las especies de aves susceptibles son: gallinas, pavos, palomas y patos. Las aves pueden ser afectadas a cualquier edad, pero hay aumento de la resistencia a mayor edad. La infección no complicada es mejor tolerada por las gallinas que por los pavos. (9, 27, 30)

1.6 TRANSMISION

La transmisión de la Enfermedad Crónica Respiratoria puede darse por vía Horizontal y Vertical. (13, 33, 36)

1.6.1 Transmisión Horizontal

Se da por contacto directo a través de aerosoles que se eliminan con los estornudos, las secreciones pueden contaminar el agua y los alimentos y pasan éstos a ser fuente de infección al resto de la parvada. Otra forma de transmisión que puede darse es a través de la introducción a la granja de material contaminado que puede ser equipo, vestimentas y zapatos del personal o de visitantes. (26, 27, 29, 33)

1.6.2 Transmisión Vertical

La forma vertical o transovárica es una forma muy importante de transmisión, los pollitos nacen ya infectados y pueden contagiar al resto del lote; posteriormente al presentarse cualquier factor estresante como vacunaciones, cambios ambientales, deficiencias en el manejo, favorecen su apareamiento sintomático. (9, 27, 29, 34)

1.7 PERIODO DE INCUBACION

Investigaciones tempranas han demostrado que el período de incubación varía de 6 a 21 días, en forma experimental. (9, 13, 23)

1.8 MORBILIDAD Y MORTALIDAD

La morbilidad varía y puede afectar a toda una parvada. Tiende a ser mas severa y de mas duración en los meses de mayor frío y afecta mas severamente a parvadas de aves jóvenes que a las de adultas aunque hay pérdidas considerables por disminución en la postura de huevos.

Esta también depende en gran medida de las condiciones que se presentan en el medio entre ellas la higiene que se mantiene en la granja, la ventilación así como factores estresantes. la morbilidad es mayor cuando

se presentan infecciones secundarias, ya que aunque *Mycoplasma gallisepticum* es considerado como la causa primaria de la enfermedad crónica respiratoria, otros organismos frecuentemente causan complicaciones. Una severa infección de los sacos aéreos es indudablemente el mayor problema encontrado en la enfermedad crónica respiratoria complicada, a nivel de campo. Enfermedades como Newcastle y Bronquitis infecciosa, pueden precipitar un brote de mycoplasmosis (2, 9, 27, 29)

Existen varios factores que determinan el grado de severidad de la enfermedad, siendo tal vez el mas importante la cepa de Mg involucrada, la virulencia del Mg varía desde cepas que provocan graves problemas hasta cepas prácticamente apatógenas. Otros factores incluyen el estado de tensión, la presencia de virus vacunales en las vías respiratorias como el de Newcastle o Bronquitis infecciosa. (9, 33)

La mortalidad depende de la edad en la que las aves son afectadas, en pollos de engorde puede ser de hasta un 30% cuando se presentan infecciones secundarias. Con frecuencia las pérdidas mayores son por el decomiso de los órganos afectados al momento del faenado. Dentro de los microorganismos que usualmente son invasores secundarios tenemos: Escherichia coli, y especies del género *Pasteurella*. (8, 9, 16, 24)

En lotes de aves adultas la mortalidad puede ser nula o muy baja, pero hay una reducción en el número de aves en producción, por lo que representa grandes pérdidas económicas (9, 26)

1.9 SINTOMAS

Estos varían dependiendo de la edad en que las aves se vean afectadas, órganos afectados e invasores secundarios.

1.9.1 En Pollitos

Hay exudado en los orificios nasales, estertores respiratorios, estornudos, hay baja en el consumo de alimento y por ende bajan de peso.

En aves jóvenes los síntomas suelen ser más severos que en las parvadas de adultos y pueden persistir hasta por varios meses impidiendo que los animales afectados se recuperen. (2, 9, 23, 25, 33)

1.9.2 En Aves Adultas

Los síntomas suelen ser más leves, se presentan manifestaciones respiratorias y septicémicas que a veces suelen pasar inadvertidas; hay una baja en el consumo de alimento y las aves afectadas pierden peso. En parvadas de ponedoras declina la producción sin desaparecer completamente. Hay también secuelas de incubabilidad en lotes de reproductoras. (9, 23, 26, 32, 34).

Los síntomas también varían con la edad y el propósito de las aves, en las parvadas de pollos de engorde la mayoría de los brotes se presentan entre las cuatro y ocho semanas y los síntomas suelen ser más severos cuando la enfermedad se complica con otros microorganismos. Estudios realizados confirman que E. coli es uno de los microorganismos complicantes más frecuentes. (2, 9, 15, 25)

Así mismo, pueden encontrarse parvadas que serológicamente tienen evidencias de infección, pero sin signo clínicos obvios, esto se ha observado en parvadas que cuando jóvenes sufrieron la infección y que están parcialmente protegidas. (9)

1.10 LESIONES

1.10.1 Lesiones Macroscópicas

Se encuentra exudado catarral en las vías nasales, traquea, bronquios y en sacos aéreos. Este exudado en muchas ocasiones se solidifica a medida que avanza la infección, y se forma una masa caseosa amarillenta sobre los sacos aéreos, aunque éstos pueden a veces solo presentar como gotas o apariencia linfocelular. Sinusitis es usualmente mas encontrada en pavos, pero también es observada ocasionalmente en gallinas y otras especies afectadas.

También cuando la enfermedad es complicada con invasores secundarios como Escherichia coli y cepas poco patógenas de Pasteurella multocida, se encuentra una capa fibrinosa sobre el hígado y el corazón.

La mucosa traqueal suele encontrarse engrosada y se observa neumonia más o menos intensa. (8, 9, 13, 33)

1.10.2 Lesiones Microscópicas

Se puede observar engrosamiento de la mucosa, debido a la infiltración de células mononucleares, e hiperplasia de las glándulas mucosas. También pueden apreciarse áreas focales de hiperplasia linfoide en la sub mucosa. En los pulmones se observan las áreas neumónicas, alteraciones linfocelulares y la presencia de lesiones granulomatosas.

(9, 19, 29)

1.11 DIAGNOSTICO

1.11.1 Diagnóstico bacteriológico

Los microorganismos del género *Mycoplasma* requieren para su crecimiento de medios de cultivo con elevado nivel de proteínas, que regularmente se administran a base de suero de ave, cerdo o equino. El medio de Frey es empleado para este fin y está compuesto de caldo base para cultivo de *mycoplasma*, dextrosa, suero de cerdo, hidrocloreuro de cisteína, rojo de fenol, acetato de talio, penicilina G potásica, agua destilada, se debe ajustar a un pH de 7.8 con 20% de NaOH. (1, 9, 15)

Pueden cultivarse en medios líquidos o sólidos. En los medios sólidos forman pequeñas colonias brillantes con superficie poco marcada y con cierta elevación central que puede observarse de 3 a 7 días de cultivo a una temperatura de 37 °C, los cultivos mixtos son frecuentes, especialmente en granjas de gallinas de postura de edades múltiples. Solo unas pocas especies del género *Mycoplasma* forman una película delicada sobre la superficie de los medios sólidos. (1, 9, 16, 31)

1.11.2 Diagnóstico serológico

Actualmente y debido a que son microorganismos muy exigentes para su cultivo, las pruebas serológicas son un recurso muy empleado para el diagnóstico. Dentro de las pruebas más comúnmente usadas están:

Prueba de Aglutinación rápida en placa

Puede emplearse una gota de suero o sangre problema y una gota (0.025 cc) de antígeno coloreado, se colocan en una placa de cristal, se mezclan y se hacen movimientos de rotación continua durante dos minutos,

posteriormente se observa si existe aglutinación de Ag-Ac. Se considera negativa cuando no hay aglutinación (es decir formación de grumos), y se considera positiva cuando hay aglutinación. Esta prueba es rápida, económica y sensitiva. (1, 9, 17, 33)

La prueba puede resultar positiva tan temprano como 7 a 10 días después de la infección. El examen incluye el uso de cepas específicas de los antígenos para Mycoplasma gallisepticum y Mycoplasma synoviae respectivamente. Detecta anticuerpos . IgM (9, 28, 33)

La mayor desventaja de la prueba de aglutinación rápida en placa es su baja especificidad (reacciones falsas positivas). Estas han sido relacionadas a componentes del medio, o a otras infecciones como por ejemplo Staphilococcus sp., sin embargo las reacciones falsas positivas a menudo no pueden ser explicadas. Son frecuentes después que las aves han sido vacunadas con vacunas oleosas inactivadas contra otras enfermedades, estas reacciones pueden persistir por más de 4 a 8 semanas postvacunación, también hay reacciones cruzadas de los antígenos compartidos entre las especies de Mycoplasmas . (9, 33, 35)

Prueba de Aglutinación Lenta en Tubo

La seroaglutinación lenta es un procedimiento adecuado para la investigación de casos aislados en el que se mezcla el antígeno con cantidades decrecientes de suero, formando diluciones de suero de 1:10, 1:20, 1:40, 1:80, 1:160. El resultado se obtiene después de permanecer los tubos de ensayo durante 20 horas a una temperatura de 37 °C.

La prueba es positiva cuando hay formación de grumos o flóculos y se observa transparencia en los tubos, y es negativa cuando no hay formación de grumos. En la actualidad esta prueba es raramente empleada, debido a la existencia de pruebas mas rápidas, y al surgimiento de otras mas recientemente. (9, 18, 20)

Prueba de Inhibición de la Hemoaglutinación

Esta prueba es útil en el diagnóstico de la Mycoplasmosis debido a la capacidad hemoaglutinante de la bacteria ya que se adhiere a los glóbulos rojos, formando un botón (HA). En presencia de anticuerpos contra la enfermedad, se produce la inhibición de la aglutinación. (15) Estudios demuestran que cuando la prueba se realiza correctamente los resultados obtenidos son confiables y comparables. Aunque la prueba solo detecta anticuerpos IgG. (1, 6, 9, 18, 24, 28, 31)

Parvadas reactoras a la prueba rápida en placa deben confirmarse como positivas o negativas con la prueba de inhibición de la hemoaglutinación. Las pruebas generalmente se realizan utilizando 4 unidades hemoaglutinantes (4 DHA) de antígeno. (1, 9, 33)

1.12 TRATAMIENTO

La mayoría de cepas de Mycoplasma gallisepticum son susceptibles a numerosas drogas como oxitetraciclina, en dosis de 3-4 gr por galón de agua por 5 días.

La tilosina, en dosis de 3-4 gr por galón de agua por 5 días; eritromicina, en dosis de 200 a 3300 mg por litro de agua durante 7 a 10

días. También pueden emplearse la estreptomina, lincomicina. (9, 10, 11, 32, 34)

Se debe considerar que muchos casos se complican con otras bacterias patógenas por lo que el tratamiento eficaz también debe atacar al invasor secundario. (8, 10).

1.13 PREVENCIÓN Y CONTROL

El mejor método para controlar la enfermedad es la eliminación de los lotes infectados. El mantenimiento de los reproductores libres de la infección es el método ideal para eliminar la fuente de infección; por lo que es importante la realización periódica de pruebas serológicas para garantizar que no transmitirán la enfermedad a su descendencia. (2, 9, 26, 32)

El organismo puede sobrevivir pocas horas expuesto a la luz solar pero en exudados cuando el clima es frío sobrevive por varios días. (26)

Se deben mantener rígidos métodos sanitarios, así como evitar el empleo de equipo proveniente de otras granjas e impedir el acceso de visitantes ocasionales.

El establecimiento de granjas de una sola edad es un método de manejo recomendable para mantener parvadas negativas.

Actualmente otro método de control de la enfermedad es a través de programas de vacunación. Se emplea una bacterina suspendida en aceite, es de administración subcutánea y se ha demostrado que reduce las pérdidas de producción de huevo y la transmisión del germen a través del huevo. (2, 9, 13, 20, 22, 23, 24)

Existe también una vacuna viva que es la cepa F de Mycoplasma gallisepticum (de baja a moderada virulencia), es empleada únicamente en granjas con edades múltiples donde Mg es endémico. (26, 32, 34)

Su administración es por gota ocular o intranasal, por aspersion gruesa o en el agua de bebida. Generalmente las pollonas son vacunadas entre las 12 y 16 semanas de edad, pero pueden ser vacunadas en cualquier momento desde las 8 semanas antes de romper postura. Aplicada correctamente previene pérdidas por producción de huevo y reduce el nivel de transmisión por el huevo. La cepa F es muy virulenta para su uso en pavos.

Las aves vacunadas se hacen portadoras es decir que las parvadas estarán infectadas con la cepa vacunal. (26)

2. SINOVITIS INFECCIOSA

2.1 DEFINICION

Es una enfermedad infecciosa que afecta gallinas y pavos causando inflamación y acúmulo de exudado en articulaciones y en membranas sinoviales.

Actualmente se le asocia frecuentemente a una infección sub clínica de las vías respiratorias altas. Puede causar aerosaculitis cuando está combinada con la enfermedad de Newcastle, Bronquitis infecciosa o en presencia de ambas.(6, 7, 9, 36)

2.2 SINONIMIA

También se le conoce como Aero saculitis silenciosa. (9, 21, 34)

2.3 ETIOLOGIA

El agente causal de la Sinovitis infecciosa, el Mycoplasma synoviae entra al ave por vía respiratoria y después de localizarse en los sacos aéreos y tracto respiratorio superior, el germen alcanza el torrente sanguíneo y llega a las articulaciones, por cuyas serosas tiene una gran afinidad. (29, 31)

Sobrevive en articulaciones inflamadas resultando una hipertrofia de la membrana sinovial con infiltración celular (mononucleares y células plasmáticas), exceso de líquido articular con exudado purulento-caseoso, inflamación de las vainas tendinosas y en ocasiones en los cartilagos articulares y hueso. (9, 12, 13, 29)

Este microorganismo como todas las especies del género Mycoplasma requiere de medios especiales para su cultivo; se obtiene excelente

crecimiento al emplear el medio de Frey que está compuesto de caldo base de crecimiento para Mycoplasma, dextrosa, suero porcino, nicotinamin adenin dinucleótido, hidrocloreuro de cisteína, rojo de fenol, acetato de talio, penicilina G potásica y agua destilada; así como de factores especiales de crecimiento, que incluyen un pH de 7.8, una temperatura óptima de 37^o C. (1, 9, 16)

2.4 DISTRIBUCION

La sinovitis infecciosa es de distribución mundial y se ha observado que afecta aves en crecimiento entre las 4 y 12 semanas. También es frecuente en granjas de ponedoras con edades múltiples. (9, 34)

2.5 SUSCEPTIBILIDAD

Son susceptibles principalmente pollos de engorde y pavi pollos, pueden afectarse a cualquier edad pero los síntomas son más graves en aves en crecimiento; aproximadamente entre las 4 y 12 semanas. (29)

2.6 TRANSMISION

La enfermedad puede transmitirse al igual que Mycoplasma gallisepticum, de diversas formas; la vertical a través de las aves reproductoras que se hayan infectado en forma natural o experimentalmente. Usando pruebas de aglutinación es posible detectar la infección en reproductoras y sus parvadas aún cuando no presenten síntomas clínicos de la enfermedad.

Estudios realizados demuestran que la infección en lotes de reproductoras, causa el apareamiento del Mycoplasma en la parvada al día de nacidos,

huevos infértiles o muerte embrionaria. Cuando lotes de reproductoras se infectan durante la etapa de producción de huevos, la transmisión a través de éstos se da principalmente 4 a 6 semanas post infección, después la transmisión puede cesar, pero parvadas infectadas pueden diseminar la infección en cualquier momento.

Transmisión horizontal o lateral ocurre fácilmente por contacto directo, Mycoplasma sinoviae ha sido identificado en el tracto respiratorio de aves a partir de 1 a 4 semanas después del contacto con aves infectadas. Cuando la transmisión ocurre a través del tracto respiratorio, el 100% de la parvada puede contagiarse, aunque ninguna o solo unas cuantas presenten lesiones en las articulaciones.

El equipo y material contaminado es otra forma de transmisión. (5, 9, 13, 29, 30)

2.7 PERIODO DE INCUBACION

En la infección horizontal puede oscilar entre los 11-21 días después de la exposición.

Se ha observado sinovitis infecciosa en pollitos a partir de los 6 días de edad, lo que sugiere que el período de incubación es relativamente corto en aves infectadas verticalmente. (9, 13, 23, 29)

Anticuerpos pueden ser detectados antes del apareamiento de los signos clínicos. En aves experimentalmente infectadas entre las 3 a 6 semanas de edad con exudado obtenido de articulaciones de aves enfermas o con la yema de embriones infectados, el orden de susceptibilidad y periodos de incubación fueron los siguientes: almohadilla plantar, 2-10 días; intravenosa, 7-10 días; intracraneal, 7-10 días; intraperitoneal, 7-14 días;

nasal, 14-20 días; instilación conjuntival; 20 días. Las aves también fueron susceptibles a la inoculación intramuscular. (9)

2.8 MORBILIDAD-MORTALIDAD

La morbilidad en lotes con síntomas clínicos de sinovitis puede variar entre un 2 - 75% ; aunque comunmente se mantiene entre 5 - 15%. Puede haber una infección respiratoria sub clínica, sin embargo estar un 90 -100% de las aves afectadas.

La mortalidad usualmente es baja y se mantiene entre el 1 y 10%. Experimentalmente la mortalidad puede variar de 0 a 100% dependiendo de la vía y dosis de inoculación.(9)

Aunque se ha reportado que en algunas epizootias éstas pueden ser altas. (16)

2.9 SINTOMAS

Inicialmente se observa palidez de la cresta, hay cojera, renuencia al movimiento, pérdida de peso que conlleva un retardo en el crecimiento; puede observarse inflamación de las articulaciones principalmente tibiotarsianas y la almohadilla plantar que también se distiende por la presencia del exudado mucoide. Sin embargo ocasionalmente las aves pueden tener la infección generalizada sin que la inflamación de las articulaciones sea aparente. (9, 13)

Cuando la enfermedad está mas avanzada las aves están deshidratadas y emaciadas; pueden presentar diarrea verdosa así como síntomas respiratorios. La infección en los sacos aéreos puede ocurrir a cualquier edad, aunque muchas veces se observa hasta a nivel de rastro al

ser rechazadas las aves o piezas de éstas. En condiciones de campo la aerosaculitis por Mycoplasma synoviae ocurre principalmente en el invierno. (7, 9, 17, 20, 33).

Experimentalmente la inoculación por aerosol, a parvadas de gallinas ponedoras dio por resultados un descenso considerable en la producción de huevos, 1 semana post exposición; a las 2 semanas la producción había bajado en un 18% y a las 4 semanas ésta retornó a la normalidad. Sin embargo en infecciones naturales en aves adultas, este descenso en la postura puede ser bajo, o no afectar en si la producción. (9)

2.10 LESIONES

2.10.1 Lesiones macroscópicas

Se observa infección con exudado viscoso cremoso amarillo, (que posteriormente se vuelve caseoso) en las bolsas sinoviales de las articulaciones y vainas tendinosas. (9, 29, 36)

2.10.2 Lesiones microscópicas

Pueden encontrarse a diferente nivel; en el encéfalo engrosamiento vascular, en cerebro y cerebelo hay degeneración de las células de Purkinje, en el bazo hay hiperplasia de las células reticulares. Se atrofian el timo y la bolsa de fabricio a causa de la degeneración linfoide de la médula y la corteza suprarrenal. En el exudado que se forma en las articulaciones afectadas se encuentran células macrófagas, así como linfocitos y células plasmáticas. (9, 20)

2.11 DIAGNOSTICO

Los síntomas y lesiones sugieren la infección de Sinovitis Infecciosa. El diagnóstico definitivo es por aislamiento del *Mycoplasma* que forma colonias pequeñas con apariencia de huevo estrellado.

Diagnóstico Serológico:

Se emplean las mismas pruebas que para *Mycoplasma gallisepticum*.

Prueba de aglutinación rápida en placa.

Prueba de Aglutinación Lenta en Tubo.

Prueba de Inhibición de la Hemoaglutinación.

ELISA

Precipitación en agar gel (PAG). (1, 9, 25)

2.12 TRATAMIENTO

Mycoplasma synoviae es susceptible a la acción de diferentes antibióticos entre ellos Clortetraciclina u Oxitetraciclina en concentraciones de 0.022% en los alimentos durante 5 a 7 días o 3 a 4 gr/gl de agua por 5 días.

La inyección intramuscular de 200 ml de Estreptomicina al inicio de la enfermedad da buenos resultados con el inconveniente de requerirse el manejo individual de las aves.

El empleo de tilosina es efectivo principalmente en la fase temprana de la enfermedad para el control de síntomas respiratorios. (9, 10, 29, 35)

2.13 PREVENCION Y CONTROL

Actualmente la erradicación de la enfermedad a través de reproductores libres de ésta, es el método ideal; y está en práctica en varios países.

El control se mantiene con medidas sanitarias estrictas. La adecuada desinfección de equipo y locales, brindar adecuada ventilación, evitar factores estresantes, impedir el acceso de visitantes ocasionales. (1, 9, 28, 30, 34, 36)

También pueden emplearse antibióticos como medidas de control:

Tilosina 2 gr/gl de agua de bebida

Oxitetraciclina 2 gr/gl de agua de bebida

aplicados a los 3 días de edad y 3 veces en el desarrollo (3 a 4 semanas) se da 1 día antes de la vacunación, el día de la vacunación y un día después de esta; cuando se administra vacuna viva de Newcastle y Bronquitis. (10, 35)

V. MATERIALES Y METODOS

I. AREA DE ESTUDIO

La presente investigación se realizó en el Departamento de Guatemala. Ya que a pesar de tener una gran concentración de población aviar, no se ha llevado a cabo ninguna investigación sobre la prevalencia de las enfermedades causadas por Mycoplasma gallisepticum y Mycoplasma synoviae en aves de patio (Gallus gallus).

El Departamento de Guatemala tiene una extensión de 2253 Km² se encuentra localizado de manera especial sobre la cordillera central, y se pueden observar áreas montañosas así como llanuras y valles, de acuerdo a estas variaciones se presenta una temperatura que oscila entre 13.9 y 24.8 grados centígrados; la altitud varía entre 930 y 2101 msnm. (14)

Tiene las siguientes colindancias:

Al norte: el Departamento de Baja Verapaz

Al este: el Progreso, Jalapa y Santa Rosa

Al sur: Escuintla

Al oeste: Sacatepéquez y Chimaltenango.

por los lados sur y suroeste del Departamento se encuentran los volcanes de Pacaya (cuya cima forma límite parcial con el Departamento de Escuintla), y el de Agua que sirve de límite entre los Departamentos de Guatemala, Sacatepéquez y Escuintla. (14)

Sus principales recursos hídricos son los ríos Pixcayá, las Vacas, Plátanos y Agua caliente. (3, 14)

Según el censo de 1994 el departamento de Guatemala cuenta con una población de 1,812,411 habitantes, siendo el departamento con mayor número de habitantes a nivel nacional. Cuenta con una población avícola aproximada de 300,000. (3, 14)

El departamento de Guatemala está formado por 17 municipios con 152 aldeas y 158 caseríos. (3, 14)

Los municipios son los siguientes:

Amatitlán	San José el Golfo
Chinautla	San José Pinula
Chuarrancho	San Juan Sacatepéquez
Fraijanes	San Pedro Sacatepéquez
Guatemala	San Pedro Ayampuc
Mixco	San Raymundo
Palencia	Santa Catarina Pinula
San Miguel Petapa	Villa Canales
Villa Nueva	

2. METODOLOGIA ESTADISTICA

Las variables medidas son:

-Presencia de anticuerpos circulantes contra Mycoplasma gallisepticum y Mycoplasma synoviae.

2.2 Diseño de la muestra

Para la realización de este estudio se empleó el muestreo estratificado aleatorio, para la estimación de una proporción poblacional, donde los estratos fueron los 17 municipios que forman el departamento de Guatemala.

Debido a que cada municipio posee diferente número en la población aviar, las muestras se tomaron de acuerdo a la cantidad de aves que cada uno posee.

Para obtener el cálculo de la muestra total, la ecuación que se utilizó es la siguiente: (4)

$$n = \frac{N \sum N_i p_i q_i}{N^2 D^2 + \sum N_i p_i q_i}$$

donde:

n = tamaño de la muestra

N = tamaño de la población

N_i = tamaño del i -ésimo estrato: $i = 1, 2, 3, \dots, 17$

$$D = \frac{d}{Z_{2-0.05}} = (\text{precisión del estimador } d = 0.05)$$

$Z_{2-0.05} = 1.96$ (-0.05 o confianza de 0.95%)

$q_i = 1 - p_i$

p_i = proporción de la población que posee la característica de interés

Para obtener la muestra en cada estrato se empleó la fórmula siguiente:

$$n_i = \frac{N_i}{N} (n)$$

donde:

n_i = tamaño de la muestra del estrato

N = tamaño de la población

N_i = tamaño del i -ésimo estrato: $i = 1, 2, 3, \dots, 17$

n = tamaño de la muestra total

MUESTRAS A TOMAR POR MUNICIPIO

Población total aves del departamento= 300,212 Muestra total= 400

Población por municipio		Muestra
Amatitlán	34,289	46
Chinautla	10,704	14
Chuarrancho	12,868	17
Fraijanes	10,377	14
Guatemala	20,064	27
Mixco	17,336	23
Palencia	24,149	32
San Miguel Petapa	10,092	14
San José el Golfo	11,863	16
San José Pinula	16,688	22
San Juan Sacatepéquez	40,086	53
San Pedro Sacatepéquez	10,710	14
San Pedro Ayampuc	11,794	16
San Raymundo	12,304	16
Santa Catarina Pinula	11,105	15
Villa Canales	33,100	44
Villa Nueva	12,680	17

con:

$$p= 0.5$$

$$q= 0.5$$

$$D= 0.0255$$

3. MATERIALES

3.1 RECURSOS HUMANOS

Médicos Veterinarios Región I DIGESEPE

Técnicos DIGESEPE

Pequeños productores avícolas

3.2 RECURSOS DE LABORATORIO

Gradillas

Equipo microtiter

Viales estériles

Hielo

Solución salina estéril

Servilletas de papel

Cinta adhesiva

Hisopos

Pipetas pasteur

Placas de vidrio cuadrículadas

Palillos

3.3 RECURSOS DE CAMPO

Jeringas

Tubos de ensayo

Algodón

Alcohol

Cinta adhesiva

Gradillas

3.4 MATERIAL BIOLÓGICO

Suero Aviar

Antígeno de Mycoplasma gallisepticum (Antígeno Nobilis), coloreado para aglutinación.

Antígeno de Mycoplasma synoviae (Antígeno Nobilis), coloreado para aglutinación.

Glóbulos rojos de ave, lavados al 0.75 %

3.5 CENTROS DE REFERENCIA

Sub-región 1, 2 y 3 de la región I metropolitana de DIGESEPE

Departamento de Avicultura, por medio del Laboratorio de Patología Aviar de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

4. METODOS

4.1 OBTENCION DE LA MUESTRA

Previo a la obtención de las muestras se llenó la ficha de recolección de datos para cada uno de los municipios (Ficha 1), luego se sujetó al ave por las patas, se localizó y limpió la vena alar y se extrajeron 1.5 cc de sangre que se depositaron en tubos de ensayo estériles (debidamente identificados) que posteriormente se colocaron en posición inclinada para favorecer la formación del coágulo, se colocaron en gradillas para ser llevados al laboratorio.

4.2 PROCEDIMIENTO DE LABORATORIO

Se emplearon las pruebas de Aglutinación Rápida en Placa; Inhibición de la Hemoaglutinación y la de Inmunoensayo con Enzima Marcada (ELISA).

4.2.1 Prueba de Aglutinación Rápida en Placa

Con una pipeta Pasteur se colocó 0.025 cc de suero problema en cada cuadro y se adicionó antígeno 0.025 cc, se homogenizó con un palillo limpio y se rotó la placa durante 2 minutos, se procedió a la lectura en la que se tomó como positiva a la muestra en la cual hubo formación de grumos (aglutinación) y negativa la que no presentó la aglutinación. Haciendo las anotaciones en la ficha correspondiente.

4.2.2 Prueba de Inhibición de la Hemoaglutinación

Esta prueba se utilizó como método confirmativo de la prueba anterior, y la metodología empleada fue la siguiente:

De las 336 muestras positivas contra Mycoplasma gallisepticum, para la prueba de Aglutinación Rápida en Placa, se seleccionaron al azar, por asignación proporcional, 86 muestras en total. Y 26 para Mycoplasma synoviae.

Las muestras se descongelaron, y se procedió a hacer diluciones de 1:5, es decir en tubos de ensayo previamente identificados se colocó 1 gota de suero problema y 4 gotas de solución salina estéril.

Los tubos de ensayo con las diluciones preparadas se tinalizaron durante 30 minutos a una temperatura de 60 °C.

Se prepararon los glóbulos rojos de ave, lavados en una concentración de 0.75%.

Para el control de glóbulos rojos, se utilizó la columna A de la copa No. 1 a la No. 11, y para el control de Antígeno, se utilizó la copa No. 12 de la columna A a la H.

Se colocó con micropipeta 0.025 ml. de solución salina estéril en toda la placa, únicamente en las copas de control de glóbulos rojos se colocó el doble o sea 0.05 ml.

Con los microdiluidores se colocó 0.025 de las diluciones 1:5 de suero problema en la columna H, de la copa No. 1 a la No. 11. Diluyendo de la columna H hasta la columna B.

Con la micropipeta se colocó 0.025 ml de antígeno en las columnas B a la H de las copas No. 1 a la No. 11, y en la copa No. 12 de las columnas H y G.

La placa se agitó por 1 minuto y se llevó a incubar a 37° C durante 30 minutos.

Se adicionaron 0.05 ml de glóbulos rojos lavados al 0.75%.

Se agitó por 1 minuto y se incubó 1 hora a temperatura ambiente.

Posteriormente se procedió a la lectura, tomándose como negativos reacciones hasta diluciones 1:20, sospechosas 1:40 y positivas 1:80. Los resultados se anotaron en el protocolo correspondiente. (Ficha 2).

4.2.3 Prueba de ELISA

Para la realización de ésta, se tomaron al azar 90 muestras entre las que resultaron positivas a la prueba rápida en placa.

Se hizo la dilución de las muestras (1:500) con su diluyente respectivo, antes de ser ensayadas; cuidando de cambiar las puntas por cada muestra ensayada, y anotando debidamente el orden de las muestras. Las muestras pueden ser mezcladas con un agitador orbital.

Los reactivos se pusieron previamente a temperatura ambiente y fueron homogenizados antes de ser utilizados.

1. Se obtuvieron las placas de microtitulación, revestidas de antígeno de Mycoplasma gallisepticum y Mycoplasma synoviae respectivamente.
2. Se descargó 100 ul. del control negativo, sin diluir, en los pozos A.1, A.2 y A.3.
3. Se descargó 100 ul. del control positivo, sin diluir, en los pozos L.10, L.11 y L.12.
4. Se descargó 100 ul de la muestra diluida en los pozos adecuados.
5. Se incubó por 30 minutos a temperatura ambiente.
6. Se aspiró el contenido líquido de los pozos con un tubo múltiple.
7. Lavado de cada pozo, con aproximadamente 300 ul. de agua destilada o desionizada, 3 o 5 veces aspirando el contenido líquido de todos los pozos, después de cada lavado.
8. Se agregó 100 ul. del conjugado (Goat) anti -pollo HRPO en cada pozo.
9. Se incubó por 30 minutos a temperatura ambiente.
10. Se repitieron los pasos 6 y 7.
11. Se agregó 100 ul de la solución de sustrato TMB en cada pozo.

12. Se incubó a temperatura ambiente durante 15 minutos.
13. Se agregó 100 ul. de HCl para detener la reacción.
14. Lectura del pozo vacío, con el Lector Blanco, con aire.
15. Medición y registro de los niveles de absorvancia a 650 nm. para cada muestra y para los controles positivos y negativos.
16. Cálculo de los resultados.

VI. FINANCIAMIENTO

El trabajo de investigación fue financiado en un 50% por la autora y se conto con el apoyo del Departamento de Patología Aviar de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, así como de la Región I de DIGESEPE.

1. COSTOS DE LOS INSUMOS A UTILIZAR

1.1 DE LABORATORIO Q. 50.00

Hielo

Servilletas de papel

Cinta adhesiva

Hisopos

Palillos

1.2 DE CAMPO Q. 200.00

Jeringas

Algodon

Alcohol

Combustible

1.3 BIOLÓGICO Q. 2,600.00

Antígenos para prueba rápida en placa

Antígenos para prueba de inhibición de hemoaglutinación

TOTAL Q. 2,850.00

VII. RESULTADOS Y DISCUSION

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en los 17 municipios que forman parte del departamento de Guatemala; para el que se muestrearon un total de 400 aves de patio Gallus gallus, a las que posteriormente se les realizaron las pruebas aglutinación rápida en placa, inhibición de la hemoaglutinación y la prueba de ELISA.

De las 400 aves que fueron muestreadas, 336 dieron un resultado positivo a la Prueba de Aglutinación Rápida en Placa, para Mycoplasma gallisepticum lo que equivale a un 84% de positividad; y 64 muestras fueron negativas, correspondiendo al 16%. (CUADRO No. 1, GRAFICA No. 1)

Los municipios de San José del Golfo, San Raymundo, Villa Canales y Villa Nueva mostraron un 100% de positividad para Mycoplasma gallisepticum. (CUADRO No. 1, GRAFICA No. 1)

En relación a Mycoplasma synoviae de las 400 aves muestreadas, 173 fueron positivas a la Prueba de Aglutinación Rápida en Placa, estas equivalen a un 43.25%; siendo negativas 227 muestras, para un porcentaje de 56.75%. (CUADRO No. 1, GRAFICA No. 2).

Puede observarse que el municipio de San Pedro Sacatepequez fue el unico en presentar una negatividad del 100% ante Mycoplasma synoviae.

La Inhibición de la Hemoaglutinación fue empleada como prueba confirmativa de la Aglutinación Rápida en Placa y debido al alto costo del

antígeno se hizo una asignación proporcional de acuerdo al número de aves en cada municipio y al muestreo inicial, teniendo así 86 muestras para Mycoplasma gallisepticum y 26 para Mycoplasma synoviae.

En las pruebas de Inhibición de la Hemoaglutinación los resultados obtenidos nos dan que de las 86 pruebas que fueron realizadas, 77 fueron negativas, 9 fueron sospechosas y 0 positivas, para Mycoplasma gallisepticum. (CUADRO No. 2)

Mientras que para Mycoplasma synoviae en la prueba de Inhibición de la Hemoaglutinación todas las muestras fueron negativas. (CUADRO No. 2)

Debido a los resultados obtenidos en la prueba de Inhibición de la Hemoaglutinación se decidió reconfirmar éstos con la prueba de Inmunoensayo con enzima marcada (ELISA); el criterio empleado para determinar una muestra como negativa, sospechosa o positiva , fue :

0 = negativa; 1 - 743 = sospechosa; mas de 743 = positiva.

con los resultados que se presentan a continuación:

para Mycoplasma gallisepticum de un total de 90 muestras, 21 fueron negativas, 28 fueron sospechosas y 41 dieron resultado positivo. (CUADRO No. 3).

Los resultados para Mycoplasma synoviae de un total de 64 muestras, 18 fueron negativas, 16 sospechosas y 30 positivas. (CUADRO No. 3).

Los resultados obtenidos en este trabajo demuestran la poca sensibilidad de la prueba de Inhibición de la Hemoaglutinación. Lo que coincide con los estudios realizados por Kleven y que presenta Stipkovits (35), quien reporta

que de 200 pollos SPF expuestos a 14 variantes de cepas de Mg, al muestrearlos 40 días después y realizarles la prueba de HI, mostraron pobre sensibilidad en 8 de los 14 grupos; lo que él atribuye a la alta variabilidad de las aglutininas, epitopes y otros antígenos.

Así mismo de acuerdo a los resultados de recientes estudios de Bencina en 1993, que son citados por Stipkovits (35), reporta la existencia de variantes en cepas ya existentes de Mg y Ms, estas variantes están dispersas en las parvadas, son mas difíciles de aislar y son responsables que no sean detectados por las pruebas rutinariamente empleadas para diagnóstico. Así mismo Stipkovits (35) cita a Jordan, quien describe que epidemiológica, clínica y patológicamente las infecciones con Mycoplasma son muy variables, es posible explicar esto debido a la gran variedad de las especies en relación a organotropismo, virulencia y antigenicidad.

VIII. CONCLUSIONES

- 1.- Las aves de patio del departamento de Guatemala, en algun momento de su crecimiento o vida adulta, han estado en contacto con los microorganismos Mycoplasma gallisepticum o Mycoplasma synoviae ya que tienen anticuerpos contra éstos.
- 2.- En las aves de patio Gallus gallus del departamento de Guatemala el nivel de anticuerpos circulantes contra el Mycoplasma gallisepticum, fue de 84% en la prueba rápida en placa. Resultados que adquieren mayor validez al coincidir con la prueba confirmativa de ELISA.
- 3.- Mycoplasma synoviae también se encuentra en las aves de patio del departamento de Guatemala, aunque el porcentaje de positividad en la prueba rápida en placa fue de 43.25%.
- 4.- Con la prueba confirmativa de Inhibición de la Hemoaglutinación para Mycoplasma gallisepticum de las 86 muestras corridas, no se obtuvo ninguna positiva, 9 fueron sospechosas; mientras que para Mycoplasma synoviae no hubo ningún resultado sospechoso o positivo.
- 5.- La prueba de ELISA es mucho mas específica que la de Inhibición de la Hemoaglutinación y los resultados obtenidos coinciden con los de la prueba de Aglutinación Rápida en Placa.

IX. RECOMENDACIONES

- 1.- Debido a la importancia de la Mycoplasmosis, es necesario establecer programas que permitan a través de muestreos sistemáticos, conocer la prevalencia de ésta en las aves de patio del departamento de Guatemala.

- 2.- De acuerdo a los resultados obtenidos con las pruebas empleadas en este trabajo y a los resultados de Kleven et al., y que fueron presentados por Stipkovits, (35) se recomienda emplear como prueba confirmativa de la Aglutinación Rápida en Placa, preferiblemente la prueba de ELISA ya que es mas específica que la prueba de Inhibición de la Hemoaglutinación.

- 3.- A través de las instituciones encargadas, incentivar y atender las pequeñas explotaciones domiciliarias ya que actualmente no se presta ninguna asesoría ni se tienen programas de control de las diferentes enfermedades que afectan en nuestro medio.

X. ANEXO

Ficha 1. Recolección de datos.**INVESTIGACION SEROLOGICA DE LA MYCOPLASMOSIS**

Ficha No. : _____ Municipio: _____
 Fecha de Muestreo : _____ No. de aves sangradas : _____
 Vacunas: _____

Ficha 2. Control de resultados.**RESULTADOS**

No. Muestra	PRP Mg	PRP Ms	HI Mg	HI Ms	Observaciones
-------------	--------	--------	-------	-------	---------------

PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
 Biblioteca Central

CUADRO No. 1

PRUEBA DE AGLUTINACION RAPIDA EN PLACA

No	MUNICIPIO	No. MUESTRA	Mg(+)	Mg(-)	%Mg(+)	%Mg(-)	Me(+)	Me(-)	%Me(+)	%Me(-)
1	Amatitlán	46	34	12	73.9	26.15	5	41	10.96	89.14
2	Chinautla	14	10	4	71.42	28.57	9	5	64.28	35.71
3	Chuarrancho	17	12	5	70.58	29.42	1	16	5.89	94.11
4	Fraijanes	14	8	6	57.14	42.96	2	12	14.28	85.72
5	Guatemala	27	15	12	55.55	44.45	5	22	18.51	81.48
6	Mixco	23	18	5	78.26	21.74	9	14	39.13	60.86
7	Palencia	22	26	6	91.25	18.75	15	17	46.97	53.12
8	Sn. José del Golfo	16	16	0	100.	0	1	15	6.25	93.75
9	Sn. José Pintula	22	21	1	95.45	4.55	20	2	90.9	9.09
10	Sn. Juan Sec.	53	51	2	96.29	3.7	41	12	75.92	24.07
11	Sn. Miguel Petapa	14	14	0	100.	0	6	8	42.85	57.14
12	Sn. Pedro Ayampuc	16	13	3	81.25	18.75	1	15	6.25	93.75
12	Sn. Pedro Sec.	14	12	2	85.71	14.29	0	14	0	100.
14	Sn. Raymundo	16	16	0	100.	0	45	12	25	75.
15	Sta. Cat. Pintula	15	9	6	60.	40	4	11	26.66	73.43
16	Villa Canales	44	44	0	100.	0	36	8	81.81	18.18
17	Villa Nueva	17	17	0	100.	0	14	3	82.35	17.64
	TOTAL	400	336	64	X-84	X-16	173	227	X-42.25	X-56.7

CUADRO No. 2

PRUEBA DE INHIBICION DE LA HEMOAGLUTINACION

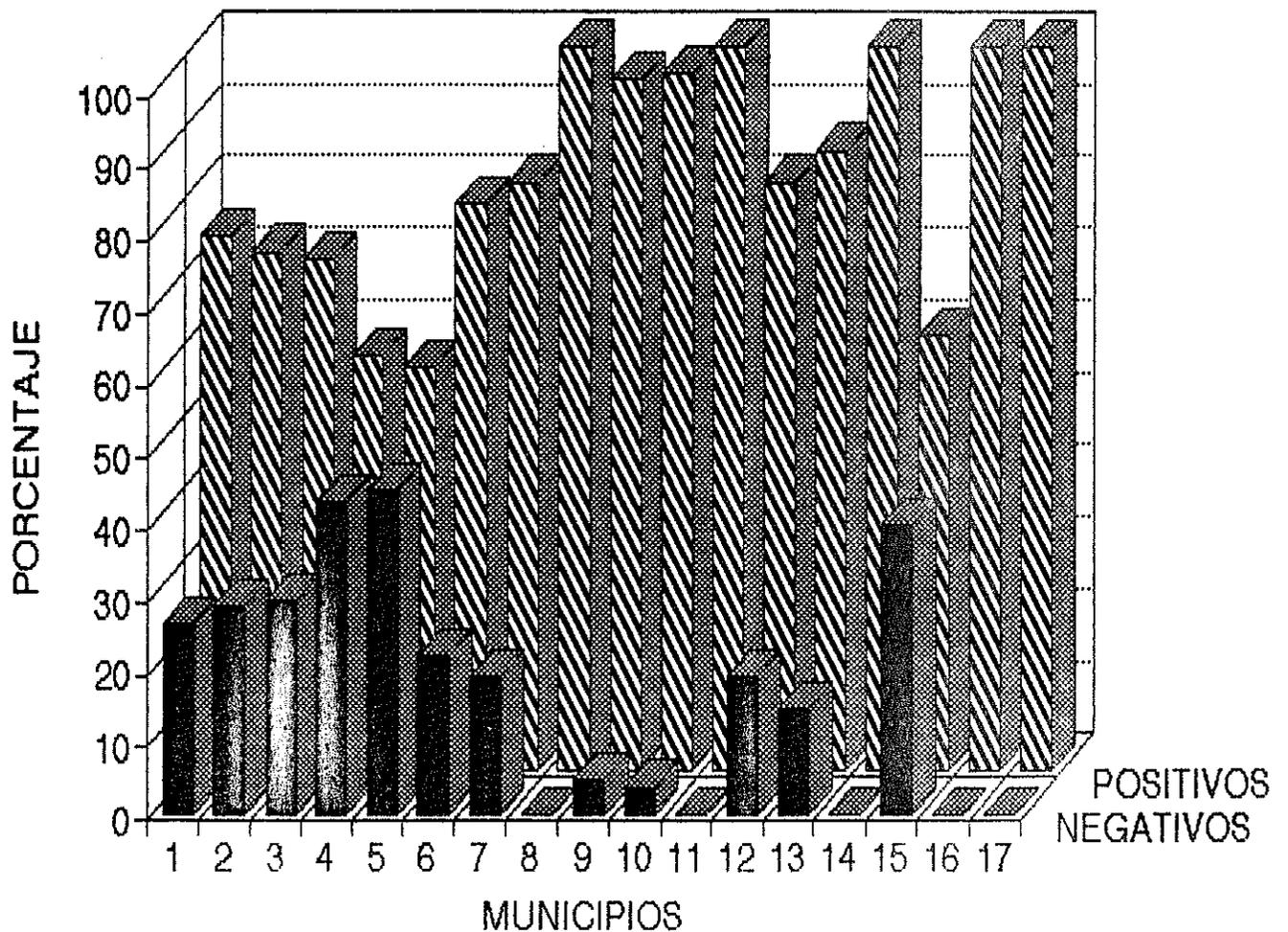
No.	MUNICIPIO	n. MUEST	Mg(-)	Mg(+/-)	Mg(+)	No.MUEST	Me(-)	Me(+/-)	Me(+)
1	Amatitlán	10	10	0	0	2	2	0	0
2	Chinautla	3	2	1	0	2	2	0	0
3	Chuarrancho	4	0	4	0	1	1	0	0
4	Freijanes	2	1	1	0	1	1	0	0
5	Guatemala	4	4	0	0	2	2	0	0
6	Mixco	5	5	0	0	2	2	0	0
7	Palencia	6	6	0	0	2	2	0	0
8	Sn. José del Golfo	4	4	0	0	1	1	0	0
9	Sn. José Pinula	5	5	0	0	3	3	0	0
10	Sn. Juan Sac.	11	11	0	0	2	2	0	0
11	Sn. Miguel Petapa	3	3	0	0	1	1	0	0
12	Sn. Pedro Ayampuc	4	4	0	0	1	1	0	0
13	Sn. Pedro Sac.	3	3	0	0	0	0	0	0
14	Sn. Raymundo	5	2	3	0	1	1	0	0
15	Sta. Cat. Pinula	2	2	0	0	1	1	0	0
16	Villa Canales	10	10	0	0	2	2	0	0
17	Villa Nueva	4	4	0	0	2	2	0	0
	TOTAL	96	77	9	0	26	26	0	0

CUADRO No. 2
PRUEBA DE ELISA

No.	MUNICIPIO	MUEB	Mg(-)	Mg(+/-)	Mg(+)	No. MUEST	Me(-)	Me(+/-)	Me(+)
1	Amatitlán	9	8	0	1	4	3	1	0
2	Chinautla	4	1	0	3	3	0	0	3
3	Chuarrancho	4	0	1	3	1	0	1	0
4	Freijanes	3	1	0	2	2	2	0	0
5	Guatemala	4	0	1	3	2	0	0	2
6	Mixco	3	0	1	2	3	0	2	1
7	Palencia	3	1	1	6	7	1	2	4
8	Sn. José del Golfo	3	0	2	1	1	0	0	1
9	Sn. José Pinula	6	1	4	1	6	1	0	5
10	Sn. Juan Sac.	11	5	2	4	11	6	3	2
11	Sn. Miguel Petapa	2	0	2	0	2	0	2	0
12	Sn. Pedro Ayampuc	6	0	3	3	1	0	0	1
13	Sn. Pedro Sac.	4	0	1	3	0	0	0	0
14	Sn. Raymundo	4	1	1	2	3	10	0	2
15	Sta. Cat. Pinula	4	0	4	2	3	2	2	1
16	Villa Canales	10	0	4	6	10	2	0	8
17	Villa Nueva	5	3	1	1	5	2	3	0
TOTAL		90	21	22	41	64	18	16	30

AGLUTINACION RAPIDA EN PLACA

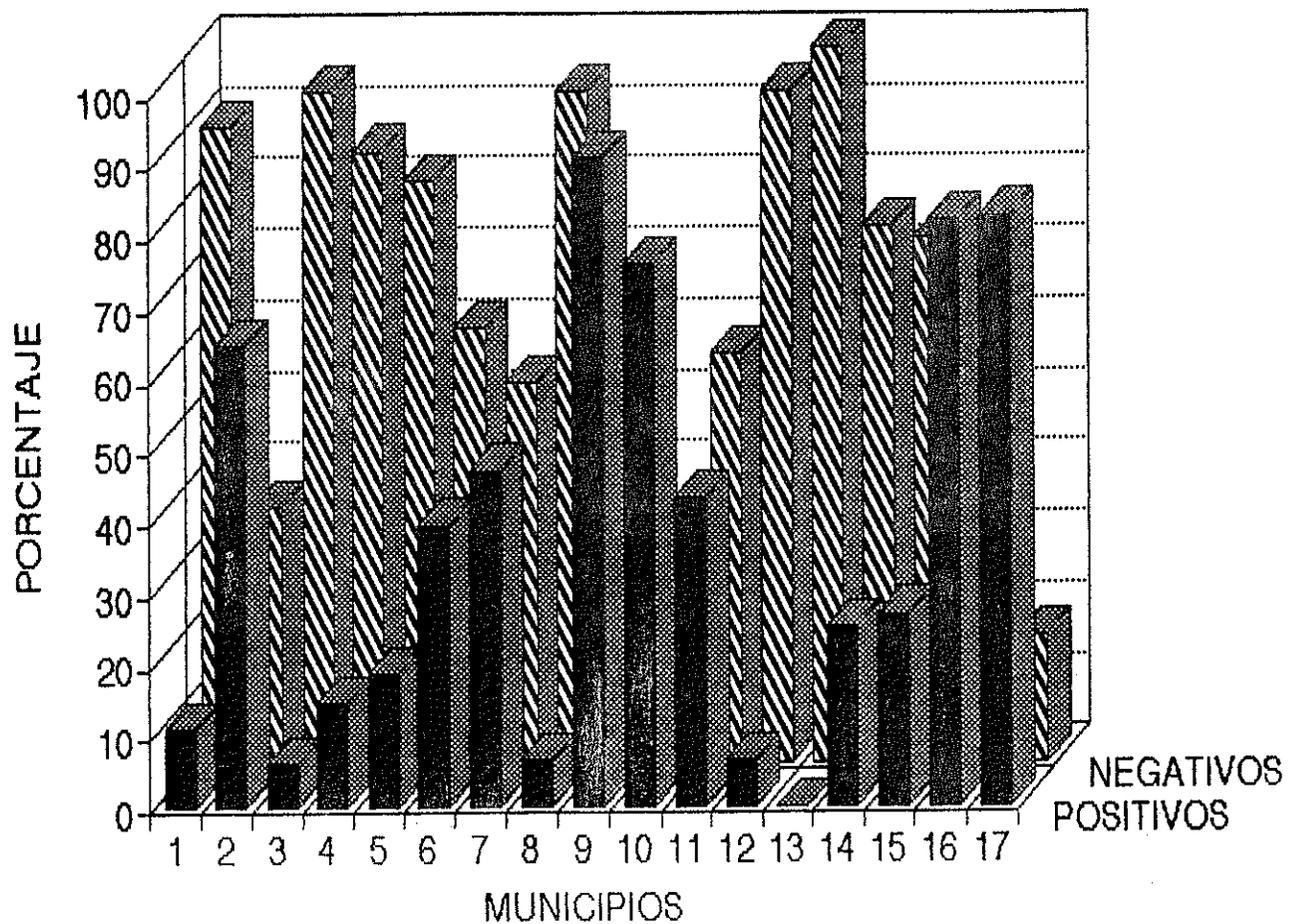
Mycoplasma gallisepticum



- | | |
|-----------------------|----------------------------|
| 1. Amatitlán | 10. San Juan Sacatepéquez |
| 2. Chinautla | 11. San Miguel Petapa |
| 3. Chuarrancho | 12. San Pedro Ayampuc |
| 4. Fraijanes | 13. San Pedro Sacatepéquez |
| 5. Guatemala | 14. San Raymundo |
| 6. Mixco | 15. Santa Catarina Pinula |
| 7. Palencia | 16. Villa Canales |
| 8. San José del Golfo | 17. Villa Nueva |
| 9. San José Pinula | |

AGLUTINACION RAPIDA EN PLACA

Mycoplasma synoviae



1. Amatitlán
2. Chinautla
3. Chuarrancho
4. Fraijanes
5. Guatemala
6. Mixco
7. Palencia
8. San José del Golfo
9. San José Pinula

10. San Juan Sacatepéquez
11. San Miguel Petapa
12. San Pedro Ayampuc
13. San Pedro Sacatepéquez
14. San Raymundo
15. Santa Catarina Pinula
16. Villa Canales
17. Villa Nueva

RESUMEN

A través de las pruebas serológicas de aglutinación rápida en placa, inhibición de la hemoaglutinación e inmuno ensayo con enzima marcada, realizadas en un muestreo en aves de patio, en los 17 municipios que forman el departamento de Guatemala, se determinó la prevalencia de anticuerpos circulantes contra Mycoplasma gallisepticum y Mycoplasma synoviae; para lo que se muestrearon un total de 400 aves, el número de muestras por cada municipio se determinó en base a la población aviar de cada uno de estos.

La prueba de aglutinación rápida en placa, se corrió al total de las 400 muestras, de las que 334 fueron positivas, que equivalen al 84%; y 64 negativas, que corresponden al 16%; ésto para Mycoplasma gallisepticum. Mientras que para Mycoplasma synoviae 173 fueron positivas, o sea un 43.25% y 227 negativas, que equivalen a un 56.7%.

Posteriormente se corrió la prueba de inhibición de la hemoaglutinación a 86 de las muestras positivas a Mycoplasma gallisepticum, de las cuales 77 fueron negativas, 9 sospechosas y 0 positivas. Para Mycoplasma synoviae se corrieron 26 muestras, de estas 26 fueron negativas, 0 sospechosas y 0 positivas.

Debido a los resultados obtenidos, se realizó la prueba de inmuno ensayo con enzima marcada, a 90 de las muestras positivas, con los resultados siguientes para Mycoplasma gallisepticum 21 negativas, 28 sospechosas y 41 positivas. Mientras que para Mycoplasma synoviae de 64 muestras corridas, 18 fueron negativas, 16 sospechosas y 30 positivas.

XI. BIBLIOGRAFIA

1. A LABORATORY manual for the isolation and identification of avian pathogens. 1993. 3 ed. USA., American Association of Avian Pathologist. p. 57-61
2. ACHA, P.N.; SZYRES, B. 1977. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Washington, OPS. p. 151-154. (publicación científica no. 354).
3. ALVARADO CABRERA, E.A. 1993. Determinación del nivel de anticuerpos circulantes contra la enfermedad de NewCastle en aves de patio (Gallus gallus) en el departamento de Guatemala. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. 55 p.
4. ALVAREZ CAJAS, V. M. 1988. Tamaño de muestra: procedimientos usuales para su determinación. Tesis Maestría en Ciencias. Chapingo, México, Colegio de postgraduados. p. 30-38
5. ANDERSON, D.P.; KLEVEN, S. 1974. Studies on the transmission of Mycoplasma synoviae in chickens. Journal of the American Veterinary Medical Association (E.E.U.U.) 165(8):743.
6. BAHL, A.K. et al. 1974. Avian influenza A and Mycoplasma synoviae in turkeys. Journal of the American Veterinary Medical Association (E.E.U.U.) 165(8):743.
7. BAINS, H.E. 1979. A manual of poultry diseases. Switzerland, ROCHE. p. 76-80.
8. CHEVILLE, N.F.; ARP, L.H. 1978. Comparative pathologic findings of Escherichia coli infection in birds. Journal of the American Veterinary Medical Association (E.E. U.U.) 173 (5):586.

9. DISEASES OF Poultry. 1991. Ed. by B. W. Calnek; et al, Board for the American Association of Avian Pathologists. USA., Iowa State University Press Ames. p. 196-209, 223-229
10. EL MANUAL merck de veterinaria: Un manual de diagnóstico, tratamiento, prevención y control de las enfermedades, para el veterinario. 1993. Ed. por Clarence Fraser. 4 ed. Madrid, España, Centrum. p. 1817-1819, 1821-1822.
11. FIGUEROA, M. 1984. Enfermedades infecciosas de los animales domésticos en Centroamérica. San José C. R., Universidad Estatal a Distancia. p. 151-154.
12. GILLESPIE, J. H.; TIMONEY, J. F. 1981. Enfermedades infecciosas de domesticos. Trad. por Santiago Sapiña 4 ed. México, La Prensa Médica Mexicana. p. 278-280.
13. GORDON, R. F.; JORDAN, F. T. 1991. Enfermedades de las aves. Trad. por Luis Ocampo C. 2 ed. México, El manual moderno. p. 56-61.
14. INSTITUTO GEOGRAFICO NACIONAL. 1976. Diccionario geografico de Guatemala. Comp. por Francis Gall. Guatemala, Tipografia Nacional. t. 2, p. 217-220.
15. JESSUP, D. et al 1983. Mycoplasma gallisepticum infection in wild-type turkeys living in close contact with domestic fowl. Journal of the American Veterinary Association (E.E.U.U.) 183 (11): 1245-1247.
16. KLEVEN, S. 1976. Avian mycoplasmosis infection. Journal of the American Veterinary Medical Association (E.E.U.U.) 169 (10): 1136.

17. KLEVEN, S.H.; SOLIMAN, A. 1989. Mycoplasmosis: prueba y diagnóstico. *Industria Avícola (E.E.U.U.)* 36(5): 24- 26.
18. MERCHANT, I.A.; PACKER, R.A. 1975. Bacteriología y virología veterinarias. Trad. por José Taragoza. 3 ed. España, Acribia p. 546-548, 553-555.
19. MOLSY, M. 1973. Diagnóstico clínico de las enfermedades internas de los animales domésticos. Trad. por Clemente Sánchez. 4 ed. España, Labor. p. 610-612.
20. MOSQUEDA, A. 1984. Enfermedades de las aves: enfermedades infecciosas. México, UNAM. p. 1-16.
21. MOTTA ROGRIGUEZ, L.E. 1989. Prevalencia de salmonelosis y mycoplasmosis en aves de patio (Gallus gallus) del departamento de Sololá que llegan a los puestos de vacunación. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 4-43.
22. NICOLET, J. 1986. Compendio de bacteriología medica veterinaria. Trad. por José Muñoz. Zaragoza, España, Acribia. p. 225-233.
23. NORTH, M.O.; BELL, D. D. 1993. Manual de producción avícola. Trad. por Ana F. Martínez. 3 ed. México, El Manual Moderno. p. 723-727.
24. ORELLANA SALGUERO, D.R. 1988. Determinación de anticuerpos circulantes contra las enfermedades de mycoplasmosis y salmonelosis en aves de patio (Gallus gallus), en el municipio de San Juan Ostuncalco, Quetzaltenango. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 2-27, 66-73.

25. PETERSON, S. 1974. A comparative study to determine the ability of various plate and hemagglutination inhibition antigens of Mycoplasma synoviae to detect and immune response in turkey serum. *Journal of de American Veterinary Medical Association (E.E.U.U.)* 165 (8): 743.
26. RODAS, R. 1985. Consideraciones sobre la enfermedad respiratoria crónica. *El informador avicola (Guatemala)* no. 9:10-12.
27. SEMINARIO DE ACTUALIZACION AVICOLA. 1988. Guatemala. (Memorias). Control de Mycoplasma gallisepticum. Ed. por Kleven, S. H. Guatemala, p. irr. s.n.
28. SEMINARIO LATINOAMERICANO de sanidad avicola Solvay (II 1991 Guatemala). Introducción Al sistema inmunológico: El sistema inmunológico aviar, sección 1. 1991. (Memorias) Solvay Animal Health. s. p.
29. SHWARTZ, L.D. 1979. Manual de sanidad avícola. Trad. por Julio Colom Manrique. México, UTHEA. p. 42-48.
30. SICCARDI, F.J. 1973. Practical consideration and comparative studies on the prevention of Mycoplasma synoviae - associated airsacculitis in broiler chickens. *Journal of the American Veterinary Medical Association (E.E.U.U.)* 163 (10):1196.
31. SIMPOSIUM NACIONAL SOBRE MYCOPLASMOSIS AVIAR. (1, 1988, México). 1988. Aspectos microbiologicos de las Mycoplasmosis aviares. Ed. por R. Vázquez M. Mexico, s.n. p. 8- 12.
32. ----- (1, 1988, México). 1988. Control de Mycoplasma gallisepticum. Ed. por S. H. Kleven. México, s.n. p. 47-51.
33. ----- (1, 1988, México). 1988. Diagnostico de Mycoplasmosis aviar. Ed. por S. H. Kleven. Mexico, s.n. p. 18-21.

34. ----- (I, 1988, México). 1988. Experiencias de campo en el control de la Mycoplasmosis aviar. Ed. por J. L. Rountree. México, s.n. p. 54-59.
35. STIPKOVITS, L. 1996. Recent advances in the control of mycoplasmas. International Health Review (England) 10 (3) pp. 9-15.
36. YAMAMOTO, R. 1986. Avances recientes en diagnóstico y control de Mycoplasmas aviaries. El informador avícola (Guatemala) no. 21:21-23.

