

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

"DETERMINACION DE REACTORES POSITIVOS A SALMONELLA Sp.
MEDIANTE LA PRUEBA DE AGLUTINACION RAPIDA EN PLACA EN POLLOS
(Gallus gallus), DE ENGORDE EN UN RASTRO UBICADO EN LA
CIUDAD CAPITAL, DURANTE EL PRIMER SEMESTRE DEL AÑO 1996".

TESIS

Presentada a la Junta Directiva de la Facultad de
Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San
Carlos de Guatemala

por

MARIO RENE DIAZ MELENDEZ

Al conferírsele el título de:

MEDICO VETERINARIO

Guatemala, Noviembre 1996

10
T(688)
c.4

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

DECANO: Dr. José Guillermo Perezcanto Fernández.
SECRETARIO: Dr. Humberto Ismael Maldonado Cáceres.
VOCAL PRIMERO: Lic. Rómulo Dimas Gramajo.
VOCAL SEGUNDO: Dr. Otto Leonidas Lima Lucero.
VOCAL TERCERO: Dr. Mario Motta.
VOCAL CUARTO: Br. Hannia Ruiz.
VOCAL QUINTO: Br. Luis Sandoval.

**TRIBUNAL QUE PRACTICO EL
EXAMEN GENERAL PRIVADO**

COORDINADOR: Dr. Edgar Rolando Paiz Castro.
SECRETARIO: Dr. Otto Lima Lucero.
EXAMINADOR: Dr. Oscar Francisco Hernández Gallardo.
EXAMINADOR: Dra. Blanca Zelaya de Romillo.
EXAMINADOR: Dr. Hugo Pérez Noriega.

ASESORES DE TESIS

Dra. Elizabeth Padilla de Motta. Asesor Principal.
Dra. Beatriz Santizo. Asesor.
Dr. Jaime Méndez. Asesor.

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

De conformidad con lo que establecen los estatutos de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de tesis:

"DETERMINACION DE REACTORES POSITIVOS A SALMONELLA Sp. MEDIANTE LA PRUEBA DE AGLUTINACION RAPIDA EN PLACA EN POLLOS (Gallus gallus), DE ENGORDE EN UN RASTRO UBICADO EN LA CIUDAD CAPITAL, DURANTE EL PRIMER SEMESTRE DEL AÑO 1996".

Que me fuera aprobado por la Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, previo a optar por el título de:

MEDICO VETERINARIO.

TESIS QUE DEDICO:

- A. DIOS
- A. Eva Sussana Huertas Castellanos (Q.E.P.D).
Por su invalorable amistad.
- A. Monika Patricia Hecht Santos.
Por su apoyo y cariño incondicional.
Cristian Armando Vanegas Hecht.
- A MI BISABUELA. Mirtala Solórzano (Q.E.P.D).
Por su valioso ejemplo.
- A MI MADRE. Dolores Elizabeth Meléndez Solórzano.
Por ser una guía en mi vida.
- A MI PADRE. Mario René Díaz Villamar.
Por haberme enseñado a trabajar.
- A MIS HERMANOS. Gabriela Elizabeth Díaz Meléndez.
María Andrea Díaz Enríquez.
Rita María Díaz Enríquez.
Sergio Alejandro Díaz Enríquez.
- A MIS ASESORES: Dra. Elizabeth Padilla de Motta.
Dra. Beatriz Santizo.
Dr. Jaime Méndez.
- A MIS CATEDRATICOS. En especial a los Doctores:
Dr. Oscar Hernández Gallardo.
Dr. Manuel Eduardo Rodríguez Zea.
- A LA FAMILIA. RIVERA ZEPEDA
Por su apoyo
- A MIS AMIGOS...

ACTO QUE DEDICO

A. DIOS

A MI BISABUELA. MIRTALA SOLÓRZANO (Q.E.P.D)

A MI MADRE. DOLORES ELIZABETH MELENDEZ SOLÓRZANO.

A. MONIKA PATRICIA HECHT SANTOS.
CRISTIAN ARMANDO VANEGAS HECHT.

A. Todos mis familiares, en especial mi tía
MIRIAM DE MORALES.

A MI AMIGA. EVA SUSSANA HUERTAS CASTELLANOS (Q.E.P.D)
Ya que continuaremos su trabajo en vida.

INDICE

	Pag.
1. INTRODUCCION	1
2. HIPOTESIS	3
3. OBJETIVOS	
3.1. OBJETIVO GENERAL	3
3.2. OBJETIVOS ESPECIFICOS	3
4. REVISION DE LITERATURA	
4.1. SALMONELOSIS	4
4.2. EPIDEMIOLOGIA	5
4.3. PULLOROSIS	
4.3.1 Historia	7
4.3.2 Definición	8
4.3.3 Etiología	8
4.3.4 Distribución	9
4.3.5 Susceptibilidad	10
4.3.6 Transmisión	10
4.3.7 Período de Incubación	11
4.3.8 Morbilidad y Mortalidad	12
4.3.9 Signos Clínicos	12
4.3.10 Lesiones	13
4.3.11 Diagnóstico	14
4.3.11.1 Diagnóstico Serológico	14
4.3.11.2 Diagnóstico Diferencial	16
4.3.12 Prevención y Control	16
4.4. TIFOIDEA AVIAR	
4.4.1 Historia	17
4.4.2 Definición	17
4.4.3 Etiología	18
4.4.4 Distribución	18
4.4.5 Susceptibilidad	19
4.4.6 Transmisión	19
4.4.7 Período de Incubación	20
4.4.8 Morbilidad y Mortalidad	20
4.4.9 Signos Clínicos	20
4.4.10 Lesiones	
4.4.10.1 Lesiones Macroscópicas	21
4.4.11 Diagnóstico	
4.4.11.1 Diagnóstico Serológico	22
4.4.11.2 Diagnóstico Diferencial	22
4.4.12 Prevención y Control	22
4.5. Programa de Erradicación	24
4.6. Importancia de Salmonelosis en Salud Pública	27
5. MATERIALES Y METODOS	30

	Pag.
5.1 MATERIALES	30
5.2 METODOS	30
5.2.1. Descripción del área de Estudio	30
5.2.2. Diseño del Estudio	31
5.2.3. Asignación de los elementos a la muestra	31
5.2.4. Metodología de Campo	32
5.2.5. Análisis de Datos	33
6. RESULTADOS Y DISCUSION	34
7. CONCLUSION	35
8. RECOMENDACIONES	36
9. RESUMEN	39
10. ANEXOS	40
11. BIBLIOGRAFIA	44

1. INTRODUCCION

Desde inicios de los años sesenta, la avicultura nacional se ha desarrollado considerablemente hasta alcanzar en estos momentos un importante lugar en la economía del país, es por ello que la avicultura demanda una avanzada tecnificación y conocimientos en nutrición, salud y manejo de las aves, para obtener una alta productividad de carne y huevos que, constituyen un alimento de alta calidad para consumo de los Guatemaltecos. La avicultura posee características que muy pocas explotaciones pecuarias reúnen, como lo es el reducido espacio superficial que requieren los pollos para un buen desarrollo y el tiempo reducido de 42 días para obtener carne y 18 semanas para obtener huevos, fuentes de proteína de alta calidad, que llenan los requerimientos nutricionales de la población guatemalteca.

Es importante el conocimiento de todos los problemas que afectan a las explotaciones avícolas, las cuales requieren atención particular, para encontrar soluciones y alternativas que permitan mejorar y proteger el desarrollo de la avicultura nacional.

Las enfermedades de origen bacteriano de las aves son importantes, tal es el caso de la salmonelosis, que además de causar mortalidad en los polluelos, representa un alto riesgo para el humano que se puede infectar al ingerir carne o huevos de aves infectadas con bacterias del género *Salmonella*.

El presente trabajo determinó mediante la prueba de aglutinación rápida en placa, la prevalencia de salmonelosis con antígeno Pullorum "K" polivalente coloreado en un rastro ubicado en la ciudad capital.

2. HIPOTESIS

El pollo de engorde variedad pesada, (Gallus gallus), que se sacrifica en un rastro de la ciudad de Guatemala posee anticuerpos circulantes contra Salmonella sp.

3. OBJETIVOS

3.1. OBJETIVO GENERAL

Contribuir al conocimiento de salmonelosis en pollos de engorde en la ciudad de Guatemala.

3.2. OBJETIVOS ESPECIFICOS

a). Determinar la prevalencia de anticuerpos circulantes contra bacterias del género Salmonella, mediante la prueba serológica de aglutinación rápida en placa, con suero sanguíneo de pollos de engorde que son beneficiados en un rastro para aves, localizado en la ciudad de Guatemala.

b). Recomendar medidas sanitarias y proponer planes profilácticos a las autoridades correspondientes, para mejorar la calidad de la carne de pollo de consumo humano.

4. REVISION DE LITERATURA

4.1. SALMONELOSIS

Enfermedad bacteriana infectocontagiosa que afecta a todos los animales, incluyendo las aves domésticas producida por especies del género *Salmonella* siendo unas de estas bacterias específicas para aves y otras para mamíferos.

Las especies de salmonela inmóviles son específicas de las aves, se presentan causando daño, tanto en aves jóvenes como en adultas, manifestándose en dos formas, aguda y crónica (19).

La Salmonelosis constituye una constante amenaza para la industria avícola pues ocurre con relativa frecuencia, a pesar de los progresos en los métodos sanitarios y de manejo que se aplican en explotaciones modernas (12).

Los organismos del género *Salmonella*, son bacilos Gram negativos, móviles (excepto *Salmonella pullorum* y *Salmonella gallinarum*, que son inmóviles), aerobios, no fermentan la lactosa y son patógenos para el hombre. Las diferentes especies están relacionadas antigénicamente. El mecanismo de protección está pobremente entendido, y se ha sugerido que la flora intestinal compite con microorganismos de salmonela por sitios de unión; otra explicación incluye el efecto inhibitorio de los metabolitos bacterianos, ácidos volátiles y el bajo potencial rédox generado por este organismo (25).

En avicultura son dos las especies de *Salmonella* de

importancia económica, por las pérdidas causadas por la alta tasa de mortalidad (25).

Salmonella pullorum se reporta afectando con más frecuencia al pollito y Salmonella gallinarum se reporta afectando más a aves adultas (18,20,22,23).

Salmonelosis aviar incluye tres enfermedades: Pullorosis (Infección por Salmonella pullorum), que afecta más a pollitos y es de transmisión vertical, Tifoidea Aviar (Infección por Salmonella gallinarum), afecta más a adultas, la transmisión puede ser vertical u horizontal y Paratifoidea (Grupo de Salmonellas móviles), que afecta con más frecuencia a los mamíferos, incluyendo al humano, aunque también se infectan las aves, siendo de transmisión horizontal (15).

4.2. EPIDEMIOLOGIA

En Guatemala se han realizado algunos trabajos de investigación sobre la prevalencia de Salmonelosis, así: Reyes Galdámez en 1977, detectó en Rabinal Baja Verapaz que el comportamiento de la Pullorosis en aves (Gallus gallus), es de mayor prevalencia en aves adultas que en pollitos, encontrando que el 75.35% de reactores positivos a la prueba correspondía a hembras y determinando una prevalencia del 51% de reactores positivos a Salmonelosis (20).

Martín López en 1978, investigando en el municipio de San Martín Jilotepeque la prevalencia de salmonelosis

(Pullorosis), concluyó que de 480 pruebas efectuadas, 318 resultaron positivas a la prueba rápida en placa, equivalente al 65% del muestreo efectuado en dicha área (20).

Chavarría López en 1979, concluyó que en el municipio de San Juan Comalapa, Chimaltenango, la Salmonelosis aviar es, sin duda, una de las enfermedades que más estragos causa en la avicultura a nivel domiciliario, con una prevalencia del 35% (20).

Yurrita Gastelun en 1980, determina que un 2.2% de las muestras de sueros sanguíneos de pollos sacrificados en tres rastros avícolas del Departamento de Guatemala y distribuidos para el consumo humano, son reactores positivos a Salmonelosis (31).

Orellana Salguero en 1988 investiga 863 aves, en el municipio de San Juan Ostuncalco, Quetzaltenango, de las cuales el 38.2% fueron positivas; es decir, que 330 aves mostraron reacción positiva a la prueba rápida en placa y concluye que sí están siendo afectadas las aves de patio por salmonelas (23).

Motta Rodríguez en 1989, investiga 400 aves de patio (Gallus gallus) en el Departamento de Sololá, que llegan a los puestos de vacunación, de las cuales el 70% muestra una reacción positiva, con una prevalencia a nivel departamental

que oscila entre 32 y 43% (22).

Kristancic en 1996, investiga a 123 aves psitácidas, de cinco especies diferentes, en el municipio de Flores, Departamento del Petén, obteniendo resultado de 31.71% de aves positivas a la prueba de aglutinación rápida en placa, evidenciando presencia de anticuerpos circulantes contra Salmonella sp. (18).

Además se establece que la Salmonelosis es una enfermedad que afecta indistintamente a psitácidos y a cualquier otra especie aviar, así como que, condiciones no higiénicas, favorecen su presencia (18).

4.3. PULLOROSIS

4.3.1. HISTORIA

El agente etiológico de la Pullorosis fue descrito por primera vez por Rettger en 1900, la enfermedad la describió como "Septicemia fatal de los pollitos". Más tarde la asignó como "Diarrea Blanca Bacilar", para diferenciarlo de otras enfermedades de las aves que se pudieran clasificar bajo el nombre común de "Diarrea Blanca" (29).

En 1913 se desarrolló la prueba de aglutinación en tubo para la detección de portadores, y la prueba de sangre total, en 1931. Estas pruebas permitieron el desarrollo de los programas de erradicación (29).

Rettger en 1932, propuso la denominación de enfermedad Pullorum. El nuevo nombre fue internacionalmente adoptado en

virtud de su brevedad, especificidad y adecuación para designar a esta entidad nosológica (29).

4.3.2. DEFINICION

La Pullorosis conocida también como Diarrea Blanca Bacilar, es una enfermedad infecciosa de las aves jóvenes, especialmente de los pollitos y pavipollos, ocasionalmente afecta a los pollos adultos. Es transmitida a través del huevo o por contaminación en la incubadora o nacedora; se caracteriza frecuentemente por diarrea blanca, empastamiento de cloaca, alta mortalidad en pollitos y los que sobreviven se convierten en portadores sanos de la enfermedad (17).

Diarrea Blanca Bacilar fue usada para designar la enfermedad, hasta que se propuso el término de Pullorosis en 1929. Este último término desde entonces ha ganado aceptación casi universal (17).

4.3.3. ETIOLOGIA

Salmonella pullorum, es una bacteria gram negativa, aeróbico facultativo, no posee flagelos, ni forma espora, de bordes ligeramente redondos; una característica importante es que es inmóvil, contiene solo el antígeno "O" (somático); en este aspecto es similar a Salmonella gallinarum, el agente etiológico de la Tifoidea Aviar (17).

Salmonella pullorum crece fácilmente en medios artificiales, las colonias son pequeñas, discretas, semejantes a gotas de rocío (17).

Estas dos especies de salmonela contienen antígenos similares y generalmente tienen inmunidad cruzada. Estos puntos son de importancia en relación a las pruebas rutinarias de aglutinación (22,29).

Las aves portadoras de Salmonella pullorum y Salmonella gallinarum reaccionan idénticamente a los antígenos rutinarios de pullorosis, y la misma prueba de aglutinación rápida en placa, usando antígeno Pullorum "K" polivalente coloreado puede identificar seropositividad en todas las enfermedades causadas por salmonelas móviles (22,29).

Se ha determinado que existe cierta resistencia congénita de algunas poblaciones gallináceas domésticas a Salmonella pullorum, que ha sido relacionada con la presencia de linfocitos (7).

4.3.4. DISTRIBUCION

La Pullorosis es una enfermedad de distribución mundial, que ha sido erradicada de las parvadas comerciales de los países desarrollados entre los que se encuentran los Estados Unidos de Norteamérica, Canadá, Inglaterra, Suecia y otros (16,20,22,23).

En el área Centroamericana la enfermedad se ha diagnosticado únicamente por serología; no se ha aislado Salmonella pullorum al igual que Salmonella gallinarum (22,31).

4.3.5. SUSCEPTIBILIDAD

Aunque las gallinas parecen ser el huésped más importante de Salmonella pullorum, se ha comprobado que el pavo también es hospedero (2,15,18,22).

La Pullorosis ha sido diagnosticada en una amplia variedad de especies aviares incluyendo patos, palomas, gallinas de guinea, faisanes, gorriones, y otras aves silvestres; aunque usualmente en otras especies aviares solo si están en contacto cercano con pollos infectados. La infección en mamíferos es rara (2,15,18,22).

4.3.6. TRANSMISION

La Salmonella pullorum se disemina principalmente a través de huevos infectados (forma vertical), puestos por gallinas portadoras aparentemente sanas, pero también puede infectarse por contacto directo e indirecto (2).

Los pollos que se infectan post nacimiento excretan más organismos de salmonela y por largos períodos (25).

Un pollo que nace de un huevo infectado está virtualmente bañado en una suspensión de Salmonella pullorum, conforme el pollo se seca, el plumón infectado es transportado por las corrientes de aire que contamina a toda la nacedora y al ser inhalado por otros pollos se infectan también (2,29).

Los portadores aparentemente sanos también eliminan este microorganismo a través de las heces, aunque en aves adultas la materia fecal contiene menos microorganismos de Salmonella pullorum. La diseminación horizontal a otras aves ocurre a través del alimento y agua contaminada con heces fecales de aves enfermas, o el medio ambiente contaminado. Además las aves adultas alojan en el ovario la salmonela; por lo tanto, los huevos de estas aves ya vienen infectados, originándose de ellos pollitos infectados que propagan la infección en la nacedora y criadora (2,29).

El canibalismo entre aves bacterémicas es una forma común que puede contribuir a la transmisión horizontal. El equipo contaminado puede ser fuente de infección; también hay evidencia que sugiere que las moscas pueden transmitir los microorganismos de *Salmonella* sp. la cual ha sido recuperada de las patas y alas de estos insectos. Objetos como zapatos, bolsas de comida, camiones, ratas, o las manos de las personas que sexan los pollitos, son fuente de infección de *Salmonella* sp. (2,29).

Los alimentos avícolas elaborados con harinas de origen animal (harina de sangre, carne, hueso, pescado y plumas), han desempeñado un papel importante en la transmisión de la enfermedad causada por bacterias del género *Salmonella* (2,29).

4.3.7. PERIODO DE INCUBACION

Es de dos a cinco días (18,19,29).

4.3.8. MORBILIDAD Y MORTALIDAD

Son variables en pollos y pavos y están influenciadas por la edad, susceptibilidad hacia las especies de salmonelas, estado nutricional, manejo adecuado y exposición a los gérmenes. La mortalidad puede variar desde 0% hasta un 100% en casos graves, y variar si se realiza traslado. Las pérdidas más grandes ocurren durante las dos primeras semanas después de nacidos, con una rápida declinación durante la tercera y cuarta semana de edad. Un buen número de gallinas y pavos que sobreviven a la enfermedad de pullorosis permanecen como portadores de Salmonella pullorum sin mostrar signos de enfermedad (18,22,29).

4.3.9. SIGNOS CLINICOS

Pollitos y Pavipollos:

Se puede presentar reducción en la incubabilidad en lotes de gallinas infectadas, de las cuales únicamente unos cuantos embriones estarán infectados. Unos pollitos recién nacidos aparecen débiles o mueren antes de terminar de salir del cascarón; los pollitos que padecen una bacteremia pueden morir repentinamente o en el transcurso de la primera semana de vida. La mortalidad puede ser baja durante los primeros días si solo unos cuantos huevos contienen el microorganismo, pero la parvada será en su totalidad reactor positivo a la prueba de pullorosis (2,19).

Los pollitos enfermos aparecen dormilones y débiles,

presentan diarrea blanca pastosa adherida al ano, pían al defecar, se observa aglomeración bajo la fuente de calor y hay anorexia. Se puede observar signos respiratorios unos cuantos días después, en los pollitos que inhalan el microorganismo en la nacedora. Las aves que sobreviven generalmente presentan tamaño irregular y se observan faltos de desarrollo y con emplume desordenado. Muchos permanecen portadores y diseminadores del agente etiológico (2,19).

Pollos adultos:

No se presentan signos manifiestos. Los adultos infectados pueden o no aparecer faltos de desarrollo. Una gallina infectada puede ser una ponedora productiva (2,19).

4.3.10. LESIONES

Pollitos y Pavipollos:

En aves que mueren muy jóvenes después de un curso corto septicémico puede o no haber lesiones. Muchas de las aves presentan heces pastosas blancas alrededor de la cloaca.

En la forma clásica pueden observarse nódulos grises en uno o más de los siguientes órganos: pulmones (en casos de infección respiratoria), hígado, bazo, pared de la molleja, corazón, pared del intestino o ciegos, hemorragias petequiales con focos necróticos en el hígado y bazo. Algunas aves pueden presentar inflamación en una o varias de las articulaciones (2).

En mucosa del intestino y ciegos se puede encontrar placas

nécroticas blancas (2).

Generalmente se presenta hepato y esplenomegalia, los uréteres están frecuentemente distendidos por la presencia de uratos (2).

Aves adultas:

No se presentan lesiones. Ocasionalmente hay gónadas anormales, un ovario anormal puede estar hemorrágico, atrofiado o con folículos decolorados. Menos frecuente se observa impactación del oviducto. Los testículos pueden estar atrofiados (2,15,29).

4.3.11. DIAGNOSTICO

El diagnóstico definitivo se realiza solamente por aislamiento e identificación de la salmonela. En pollitos y pavipollos la historia clínica típica, los signos y las lesiones sugieren la presencia de la enfermedad causada por *Salmonella* sp. (2,12).

4.3.11.1. Diagnóstico serológico:

Existe una amplia variación en la respuesta serológica de la especie aviar a la invasión del tejido por organismos del género *Salmonella*.

Salmonella pullorum y *Salmonella gallinarum* al encontrar su huésped natural en pollos, establecen focos de infección en los tejidos del cuerpo estimulando altos niveles de aglutininas del suero fácilmente detectables con la prueba

convencional de aglutinación en placa (8,27).

Prueba de aglutinación rápida en placa con sangre entera:

Se realiza en aves hembras y machos. En reproductores livianos la prueba se recomienda correrla a las 17 semanas de edad y en semipesadas y pesadas a las 19-20 semanas de edad.

Se toma 0.02 ml. de sangre de la vena axilar, perforando con una lanceta y utilizando un anza, se coloca sobre una placa de vidrio cuadrículada; previamente en cada cuadro se han colocado 0.03 ml. de antígeno Pullorum "K" polivalente coloreado (Sp y Sg), y con un palillo se mezcla cada muestra formando un círculo de más o menos 3 centímetros de diámetro. Se rota la placa con movimiento suave, se lee al minuto y se sigue moviendo la placa en sentido circular (12).

La lectura final deberá hacerse a los 2 minutos, si hay aglutinación la prueba es positiva, mientras que si la mezcla permanece homogénea la prueba es negativa (12).

Prueba de Aglutinación Rápida en Placa con suero sanguíneo:

Para esta prueba se utiliza el suero obtenido de la coagulación de la sangre. En una placa de vidrio cuadrículada, se coloca 0.03 ml. de antígeno Pullorum "K" polivalente coloreado y 0.02 ml. de suero, con un palillo se mezcla cada muestra formando un círculo de más o menos 3 cm. de diámetro. Se rota la placa moviendo suave, se lee al minuto y se sigue moviendo la placa en sentido circular y a los 2 minutos se interpreta igual al anterior o en una placa

de vidrio cuadrículada, se coloca 0.02 ml. de antígeno Pullorum "K" polivalente coloreado con suero sanguíneo. Esta prueba es igual a la anterior, lo único que cambia es el suero por la sangre y la interpretación es la misma (12).

El diagnóstico serológico de Pullorosis, realizado por aglutinación rápida en placa con antígeno Pullorum "K" polivalente coloreado y sangre entera continúa siendo uno de los diagnósticos más prácticos y rápidos para detectar portadores aparentemente sanos; pero por tratarse de un método simple está sujeto a resultados imprecisos (12).

4.3.11.2. Diagnóstico Diferencial

Las enfermedades que deben diferenciarse de Pullorosis son: Onfalitis, Tifoidea Aviar, Aspergilosis, Sinovitis infecciosa y enfriamiento (29).

4.3.12. PREVENCIÓN Y CONTROL

La prevención se basa en establecer y mantener pie de cría libres de Pullorosis por medio de realización de pruebas serológicas de aglutinación rápida en placa e implementar un programa de muestreo rutinario, encaminado a prevenir la transmisión a través del huevo (2).

El pollo recién nacido debe obtenerse de empresas incubadoras que tengan producción de pollitos provenientes de reproductores libres de Pullorosis (2).

Se debe seguir un programa que evite la exposición de la parvada al medio ambiente contaminado, además se deben

utilizar medidas de desinfección y proporcionar alimento y agua de calidad, libres de contaminación con Salmonella sp. (2).

Los alimentos de reproductoras no deberán contener ningún producto de origen animal. El control de roedores y aves silvestres es esencial para el control de la enfermedad (2).

4.4. TIFOIDEA AVIAR

4.4.1. HISTORIA

A principios de 1900, ya se habían reportado muchos brotes de esta enfermedad tanto en los Estados Unidos como en el resto del mundo.

Salmonella gallinarum, fue aislada por primera vez de gallinas enfermas de Tifoidea Aviar, por Klein en 1889 y le dió el nombre de Bacillus gallinarum; más tarde sinónimos de esta enfermedad fueron: Leucemia infecciosa (Moore, 1942) y Tifoidea Aviar (Curtice, 1942) (16,26).

4.4.2. DEFINICION

La Tifoidea Aviar ocurre tanto como una enfermedad septicémica aguda como una infección crónica localizada en intestinos de gallinas y pavos (16,26).

Es una enfermedad infectocontagiosa de los pollos y pavos principalmente, con muchas características clínicas y lesiones similares a las que se presentan en Pullorosis.

Parece ser que afecta primariamente a gallinas aunque en casos excepcionales ataca a patos, pavos, faisanes, pavo-

reales, gallinas de guinea, algunas otras aves, y mamíferos incluyendo al hombre (16,26).

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 se constituyen potencialmente en fuentes de infección horizontal para otras parvadas (16,26).

4.4.3. ETIOLOGIA

El agente etiológico de la Tifoidea Aviar, es una bacteria gram negativa, forma bacilar que no forma esporas, es inmóvil, aerobia facultativa, lactosa negativa, y pertenece a la Familia Enterobacteriaceae (2,16,17,19).

Salmonella gallinarum comparte varios antígenos comunes con Salmonella pullorum, estos organismos presentan generalmente reacciones de aglutinación cruzada. Como consecuencia de esto, las aves expuestas a cualquiera de las dos enfermedades pueden ser identificadas por la prueba de aglutinación rápida en placa (2,16,17,19).

4.4.4. DISTRIBUCION

Esta enfermedad se encuentra diseminada en todo el mundo. En la actualidad, por medio de medidas sanitarias su incidencia ha sido reducida; al punto de que, su ocurrencia es rara. En los Estados Unidos, se encuentra erradicada, al igual que en los otros países en los cuales no ocurre más que en forma de brotes esporádicos que rápidamente son controlados.

Entre tanto, en estos últimos años, los brotes de esta enfermedad han aumentado dramáticamente en algunas áreas del mundo, volviéndose la enfermedad más importante que afecta los planteles avícolas de varios países de América Latina (2,26).

4.4.5. SUSCEPTIBILIDAD

Regularmente los brotes se presentan en gallinas (Gallus gallus) domésticas, pero ocasionalmente se presentan en patos, faisanes, pavoreal, gallina de guinea y otras aves silvestres (2).

La mayoría de brotes aparecen en aves en crecimiento, particularmente en pollos de tres meses, y al momento de romper postura (2).

4.4.6. TRANSMISION

La forma de transmisión más importante es la horizontal de ave a ave, por cohabitación, por una extrema cercanía entre las aves infectadas y las susceptibles. Otro factor importante es la ausencia de adecuadas medidas sanitarias. Los principales propagadores de la infección son: roedores, moscas, El hombre, aves silvestres o de rapiña; agua, alimento, y utensilios contaminados, así como vehículos dedicados al transporte de equipo o alimento (2,26).

El nacimiento de pollitos infectados, al ser detectados oportunamente en los primeros días de vida, será imperativa la destrucción de la parvada por riesgo de transmisión

vertical en las siguientes parvadas (7).

Se admite la posibilidad de contaminación del alimento terminado que contiene harinas de pluma, vísceras, sangre, carne, hueso. 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 portadores aparentemente sanos (7).

4.4.7. PERIODO DE INCUBACION

Regularmente varía, de cuatro a cinco días, aunque depende en gran parte de la concentración de la salmonela, vía de penetración y estado nutricional del ave (2,29).

4.4.8. MORBILIDAD Y MORTALIDAD

Las aves jóvenes muestran una morbilidad mayor que las adultas, en las que rara vez es mayor de 20%. La mortalidad cuando la infección se adquiere transováricamente puede ser de un 5 a un 50% (2,29).

4.4.9. SIGNOS CLINICOS

Los pollitos jóvenes que provienen de embriones infectados pueden encontrarse muertos o moribundos en las nacedoras. En la primer semana de edad se muestran somnolencia, con signos respiratorios, crecimiento lento, apatía, se encuentran debajo de las calentadoras, pérdida de apetito y adherencia de excremento con uratos en la cloaca (2,29).

En pollos mayores de una semana, hay presencia de diarrea de

color verde 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 (2,29).

4.4.10. LESIONES

4.4.10.1. LESIONES MACROSCOPICAS

Son similares a las producidas por Pullorosis 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, al igual que los riñones y el bazo. Enteritis en la parte anterior del intestino delgado, frecuentemente con ulceraciones (15,19).

Focos miliare blancos-grisáceos en el hígado y el miocardio, pericarditis, peritonitis y hemorragias, deformación y alteración del color de los ovarios, inflamación catarral del intestino (15).

4.4.11. 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 (5,12,26).

4.4.11.1. DIAGNOSTICO SEROLOGICO

Se utiliza el mismo antígeno Pullorum "K" polivalente coloreado para correr las pruebas siguientes:

- *Prueba de aglutinación rápida en placa con sangre entera.
- *Prueba de aglutinación rápida en placa con suero.
- *Prueba de aglutinación lenta en tubo con suero (2).

4.4.11.2. DIAGNOSTICO DIFERENCIAL

El carácter septicémico de la Tifoidea Aviar, propicia que esta sea confundida con varios padecimientos, algunos de los cuales son: Pullorosis, Infecciones Paratifoideas, Arizonosis, Aspergilosis, Pasteurelosis, Infección del saco vitelino (E. coli, Proteus, Pseudomona, Staphylococcus sp., etc) (26,29).

4.4.12. PREVENCION Y CONTROL

La prevención y el control de la Tifoidea Aviar, debe comenzar mediante la obtención de pie de cría libres de la infección. Este procedimiento es necesario para prevenir la transmisión vertical y horizontal de la enfermedad (25).

Los movimientos de personas, vehículos y aves dentro de la granja deben estar bien definidos. Los vehículos y cualquier tipo de material o equipo tienen que desinfectarse antes de ser introducidos a la granja ya que Salmonella gallinarum no es muy resistente a los desinfectantes del medio ambiente.

La explotación avícola debe ser protegida contra la entrada

de personas o animales extraños por medio de una cerca de malla de alambre (26,29).

Mantener aves de una sola edad. Controlar la entrada de pájaros y mantener baja la población de ratas y moscas. Suministrar agua potable y alimentos cuyos procesos de fabricación e ingredientes garanticen la ausencia de salmonelas (26,29).

Realizar una vigilancia permanente de la salud de las aves, por medio de inspección clínica, necropsias, estudios serológicos y bacteriológicos. En ocasiones se ha hecho el uso de la quimioprofilaxis para impedir que pequeñas cantidades de salmonela puedan afectar a los animales (25,26)

Vacunación:

Una vacuna desarrollada en Inglaterra ha sido usada en varios países del mundo. Esta es una cepa de Salmonella gallinarum desarrollada en el laboratorio, que es conocida como cepa 9-R. Se administra por vía parenteral, generalmente subcutánea. El uso intensivo de la vacuna 9-R, ha protegido contra la baja de producción de huevos y la mortalidad. Además ha tenido algún efecto en reducir infección sistémica con Salmonella typhimurium en pollos, pero no reducen la eliminación de salmonela en excreción fecal (25,26).

En Alemania se ha desarrollado la primera vacuna de agente vivo (cepa 9-R), contra salmonela específica de pollo. Esta vacuna produce en las aves un desarrollo de inmunidad natural

contra la salmonela, previniendo que la bacteria llegue a establecerse en vísceras y en los óvulos (21).

Bolaños Santiago en 1979, en el Estudio de virulencia de Salmonella gallinarum en pollos variedad pesada, concluye que una dosis de 1 ml. de vacuna cepa 9-R de Salmonella gallinarum aplicada en pollitos a los 5 días de edad e infectados a los 15 días por al vía intraperitoneal, solamente protegió a un 14.5% de aves (6).

4.5. PROGRAMA DE ERRADICACION

Hay un consenso general de que es técnicamente posible eliminar la Tifoidea Aviar de la mayoría de las operaciones comerciales y que el costo de la convivencia con la enfermedad es tan alto que todo esfuerzo para la erradicación debe ser intentado. Muchas veces este esfuerzo es más político que técnico, porque se necesita convencer al avicultor y contar con todo el apoyo de la industria avícola. La capacitación técnica y la participación de personas claves es fundamental (13,14,30).

No hay razón para esperar el descubrimiento de nuevas tecnologías en esta área a utilizar, ya que todas las posibles son conocidas (13,14,30).

Una oportunidad para reducir la incidencia de las salmonelas en explotaciones de pollos de engorde, se acerca a reducir la contaminación de la carcasa durante el faenado del pollo (13,14,30).

El tracto intestinal de los pollitos recién nacidos son

fácilmente colonizados por salmonelas presentes en bajas concentraciones en alimento o agua contaminada, pero la dosis infectiva mínima aumenta después (14,13,30).

El desarrollo de resistencia a Salmonelosis en pollitos se ha atribuido a la adquisición de microflora protectora que compite con las salmonelas por sitios de recepción (13,14,30).

Pollitos que no tienen flora protectora están sujetos a una extensiva y persistente colonización por salmonelas. Adherencia a la mucosa intestinal es el primer paso en el establecimiento de una colonización persistente de salmonelas en el intestino; luego de el pasaje a través de la mucosa intestinal, las salmonelas pasan a la circulación sanguínea y a tejidos. Durante la colonización de la superficie de la mucosa, la bacteria primero se fija a células epiteliales y si no hay fijación, las salmonelas son expelidas por mecanismos fisiológicos de defensa del huésped tales como peristaltismo y secreciones mucosas (10,13,14,24,30).

Preparaciones microbianas derivadas de heces de aves adultas se han utilizado para proteger a los pollitos durante los primeros días de vida (10,13,14,24,30).

Investigaciones previas han demostrado, que la colonización del tracto alimentario del pollo por salmonela, puede estar influenciado por un número de factores. Estos incluyen estrés, edad, genética y la presencia en el tracto alimentario de otras bacterias y la incorporación de

antibióticos en la dieta. Quimioterapéuticos y antibióticos promotores del crecimiento, se ha observado que afectan la excreción de salmonelas, de forma directa, o indirectamente, al alterar la microecología del tracto alimentario (1,3).

Históricamente, el control de la Tifoidea Aviar y Pullorosis se debe realizar al total de las aves de una parvada de reproductoras, por medio de la prueba de aglutinación rápida en placa, cuando las aves alcancen su madurez sexual o bien cuando la producción de huevos llega entre 5 a 10%.

La prueba de aglutinación rápida en placa con sangre completa es el procedimiento más usual en la mayor parte del mundo.

Con todo esto, la prueba de aglutinación sola no debe ser el criterio para el diagnóstico final, el cual siempre debe apoyarse con aislamiento bacteriológico, en caldo selenito a partir de macerado de: gónadas, bazo, hígado, corazón e intestino de reactores positivos. Estas muestras deben de ser incubadas a 42 grados centígrados durante 48 horas, haciendo pase cada 12 horas en agar S.S u otro específico para aislar salmonela (26).

Da Silva cree que una sola prueba de aglutinación empleada en el 100% de las aves no es suficiente en áreas endémicas. La repetición de la prueba y el examen bacteriológico de la progenie y de la mortalidad de aves adultas deben ser partes del programa. Hay un período de presentación prolongado en aves portadoras sanas de Salmonella gallinarum en los lotes infectados y la remoción de las aves reactores positivos después de pruebas consecutivas en el 100% de

las aves de la parvada también ha controlado este agente causante de la Tifoidea Aviar. Se puede estar seguro de haber eliminado la infección de un lote después de haber realizado por lo menos dos pruebas consecutivas de aglutinación rápida en placa teniendo el 100% de reactivas negativas en un intervalo superior a 21 días entre pruebas (26).

El control de la Tifoidea Aviar tiene que hacerse por medio de un Programa Nacional donde se sigan las reglas establecidas. Es esencial que solamente un antígeno patrón sea empleado y los lotes infectados sean destruidos o cuarentenados hasta su salida a un rastro (26).

Todos los lotes de abuelas tienen que ser mantenidos libres de la enfermedad por medio del aislamiento y medidas sanitarias de bioseguridad. La medicación de lotes reproductores es completamente inaceptable si hay alguna esperanza de erradicar la enfermedad. Este procedimiento (sin medicación), permitirá la exposición de la enfermedad, facilitando así la identificación de los lotes infectados (26).

4.6. IMPORTANCIA DE SALMONELOSIS EN SALUD PUBLICA

La Salmonelosis es una antropozoonosis de persistencia en el medio ambiente, de importancia y de suma gravedad para el humano, por ello es conveniente establecer a nivel gubernamental programas de investigación epidemiológicas de

esta enfermedad. Además, la Tifoidea Aviar y Pullorosis son enfermedades reportables obligatoriamente a las autoridades del Ministerio de Agricultura (7,15,25).

La Salmonelosis humana es una enfermedad significativa en salud, existen entre 40,000 a 60,000 casos reportados por año en Estados Unidos (11).

Las manifestaciones clínicas más comunes en los humanos de la Salmonelosis es una gastroenteritis aguda, con dolores abdominales súbitos, diarrea, náusea y vómito. La deshidratación puede ser grave, especialmente en los lactantes. Casi siempre va acompañada de fiebre. La anorexia y las heces líquidas persisten con frecuencia durante varios días (4).

A veces la evolución clínica es la de una fiebre entérica o septicemia con o sin infección localizada. Aún cuando todas las cepas de salmonela son capaces de producir cualquiera de estos síntomas o síndromes clínicos, las afecciones más graves tienden más a estar asociadas a ciertos serotipos bacterianos específicos (4).

La Salmonelosis, es una enfermedad común, de distribución mundial, notificada con mucha más frecuencia en países de Norte América y de Europa, clasificada como intoxicación alimentaria, debido al vehículo predominante de la infección. Los pequeños brotes que se presentan en la población por lo general caracterizan epidemiológicamente a la gastroenteritis por salmonela (4).

Los roedores juegan un papel importante al servir como

huéspedes o reservorios de esta enfermedad (9,28).

Otros numerosos estudios, sugieren que la contaminación de la superficie del ave se realiza en el faenado durante la evisceración y es el mayor factor responsable de la presencia de salmonela en las plantas de procesamiento (9,28).

Puede ser posible el disminuir el grado de contaminación en productos finales al establecer puntos durante la producción en los cuales la contaminación microbiana puede ocurrir (9,28).

5. MATERIALES Y METODOS

5.1 MATERIALES

UTILES DE OFICINA

Fotocopias, Masking tape, Papel, Tinta de impresora.

Renta equipo de oficina: Computador e impresora.

EQUIPO DE LABORATORIO

60 tubos de ensayo con tapón, viales estériles, placa para realizar prueba de aglutinación, palillos, pipetas, hielo, hielera, refrigerador.

MATERIAL BIOLÓGICO

REACTIVO; Antígeno Pullorum "K" polivalente coloreado para 500 pruebas.

Sangre de los pollos.

MATERIALES DIVERSOS

Gastos de Transporte.

5.2 METODOS

5.2.1. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO:

Se seleccionó para el presente trabajo de investigación un rastro avícola de la ciudad capital. Este rastro está localizado en la zona 12, en el cual se faenan de 45,000 a 55,000 pollos al día, de lunes a sábado.

5.2.2. DISEÑO DEL ESTUDIO:

Para la realización del presente estudio, se realizó un muestreo simple aleatorio para estimar proporciones con población finita; ya que al seleccionar una muestra de n mediciones de una población finita de N mediciones, si el muestreo se lleva a cabo de forma que todas las muestras posibles de tamaño n tengan la misma probabilidad de ser seleccionadas, el muestreo se llama aleatorio y el resultado es una muestra simple aleatoria.

Para estimar el tamaño de la muestra se utilizó la fórmula siguiente:

$$n = \frac{N Z^2 p q}{d^2 (N-1) + Z^2 p q}$$
$$n = \frac{50,000 (1.96)^2 (0.5)(0.5)}{(0.05)^2 (49999) + (1.96)^2 (0.5)(0.5)} = \frac{48,020}{125.95} = 381$$
$$n = 381$$

n = Tamaño de la muestra
 N = Tamaño población
 p = Prevalencia de la enfermedad
 q = $1-P$
 d = Precisión
 Z = Coeficiente de confianza

5.2.3. ASIGNACION DE LOS ELEMENTOS A LA MUESTRA:

Esta se dió en una forma sistemática y en base a la capacidad del Departamento de Patología Aviar de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

Se muestrearon los días martes, miércoles, jueves y viernes, obteniendo sangre de un ave por cada 2,000 sacrificadas hasta

completar las 381 muestras que fueron utilizadas en el estudio.

5.2.4. METODOLOGIA DE CAMPO:

De acuerdo con el diseño se obtuvo el ave correspondiente la cual se degolló para extraer la muestra de sangre y se depositó en un tubo estéril, calculando 2 ml. de sangre, luego se inclinó el tubo a 45 grados esperando que la sangre se coagulara y se separara el suero.

El suero se pasó a viales estériles identificados y numerados previamente, los datos se anotaron en una ficha elaborada para el efecto (Anexo 1).

Posteriormente las muestras fueron transportadas dentro de una hielera, al laboratorio del Departamento de Patología Aviar de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, donde se realizó la prueba de Aglutinación rápida en placa. Siguiendo la técnica se utilizó placas de vidrio para hacer las pruebas.

El reactivo utilizado en la prueba fue el antígeno Pullorum "K" polivalente coloreado, sueros: control positivo, control negativo y sueros a examinar.

Utilizando una pipeta se dispensaron 0.02 ml. de suero control positivo, control negativo y suero problema, y luego empleando una pipeta limpia (Diferente para cada antígeno), se depositó 0.03 ml. de antígeno Pullorum "K" polivalente coloreado, en cada uno de los cuadrados de la placa.

Se mezcló con un palillo cada suero-antígeno formando un círculo de aproximadamente media pulgada de diámetro. Se hicieron rotaciones a la placa durante dos minutos y luego se interpretaron los resultados y se anotaron en la ficha de laboratorio (Anexo 2).

Una reacción positiva de antígeno-anticuerpo es indicada por la formación de grumos o la aglutinación observada en la combinación del suero control positivo más antígeno. Una prueba negativa no manifiesta aglutinación ya que no hay reacción de antígeno-anticuerpo observada por la combinación de suero control negativo más antígeno.

5.2.5. ANALISIS DE DATOS:

Para el análisis de los datos se estimó la prevalencia de reactores positivos a *Salmonella* sp.; para lo cual se construyó un intervalo de confianza según la fórmula siguiente.

La presentación de los resultados se hicieron en un cuadro y en una gráfica.

$$\text{Intervalo de Confianza} = p \pm Z \sqrt{\frac{pq}{n}}$$

Z = Coeficiente de confianza al 95% (1.96) y al 99% (2.58)
n = Tamaño de la muestra
p = Prevalencia
q = 1-p

6. RESULTADOS Y DISCUSION:

Se muestreó un total de 383 sueros sanguíneos de pollos de engorde Gallus gallus provenientes de granjas localizadas en Amatitlán, Palín y Puerto de San José, sacrificados en una planta procesadora ubicada en la ciudad capital, en el cual se obtuvo el siguiente resultado:

De un total de 383 muestras sanguíneas, 17 sueros mostraron presencia de anticuerpos circulantes contra *Salmonella* sp. teniendo una prevalencia del 4.44% del total de las muestras (Cuadro 1, Gráfica 1).

El intervalo del 95% de coeficiente de confianza para la prevalencia estimada fue del 4.42% y 4.46% y al 99% de coeficiente de confianza para la prevalencia estimada fue del 4.41% y 4.47%.

De acuerdo con el resultado obtenido se puede concluir que si hay anticuerpos circulantes contra *Salmonella* sp. en el pollo de engorde a la edad de sacrificio por lo cual es necesario realizar una vigilancia permanente de la salud de las aves reproductoras por medio de inspección clínica, necropsias, estudios bacteriológicos, serológicos y estrictas medidas de bioseguridad.

Los reactores positivos (4.44%), encontrados en el presente estudio no necesariamente son pollos enfermos de Pullorosis o que padecieron la enfermedad, ya que esta prueba es muy sensible, para determinar una amplia gama de serotipos de *Salmonella* sin llegar a identificar un serotipo específico.

7. CONCLUSION

El 4.44% de los pollos faenados en una planta procesadora de la ciudad capital son reactores positivos a *Salmonella* sp. a la prueba de aglutinación rápida en placa, con antígeno Pullorum "K" polivalente y coloreado.

8. RECOMENDACIONES

Seguir evaluando periódicamente con la prueba de aglutinación rápida en placa en plantas procesadoras de pollo de engorde con el fin de mantener una vigilancia epidemiológica permanente de Salmonelosis.

Aislar bacteriológicamente a Salmonella pullorum y Salmonella gallinarum ya que en Centro América solo se ha diagnosticado por serología; todos los intentos de aislamiento de salmonela específica de las gallinas han sido negativos.

Se recomienda para mejorar la calidad de la carne de pollo, practicar las siguientes medidas sanitarias en granjas de reproductoras:

A. Aislamiento:

1. Mantener la explotación avícola protegida con una malla de alambre en todo su alrededor. Malla de 1/4 a 1/2 pulgada protegiendo las galeras para controlar la entrada de pájaros.
2. Mantener baja la población de ratas y moscas.
3. Definir el movimiento de personas, aves, vehículos dentro de la granja.
4. No permitir el ingreso a visitantes.
5. Desinfectar vehículos de uso exclusivo de la granja, que

transportan alimento, material, y equipo; previo al ingreso a la granja.

6. Para el personal baños en la entrada de la granja, equipados con agua caliente, jabón, toallas, ginas, overoll, botas y gorras de uso exclusivo de la granja.
7. Pediluvios con desinfectante al ingreso de galpones de reproductoras.

B. Todo dentro todo fuera "All IN ALL OUT"

1. Mantener aves en la granja de una sola edad.
2. Suministrar agua potable y alimentos cuyos ingredientes no sean de origen animal; Ej. harina de pescado, hueso, sangre, carne, concha, etc.
3. Realizar la prueba de Pullorosis a las 20 - 22 semanas de edad y eliminar todas las rectoras positivas a las cuales se deberá enviar a un laboratorio, para realizar cultivos de gónadas, hígado, pulmón, bazo y corazón; para poder establecer si son rectoras falsas-positivas, y si se aislara cualquier salmonela, el lote entero deberá ser eliminado.

Realizar aislamientos bacteriológicos por medio de isopados cloacales a pollos de engorde a nivel de planta procesadora, para determinar la presencia de bacterias del género Salmonella en pollo de engorde.

Continuar con trabajos de investigación de Salmonelosis Aviar

para que el resultado de las mismas sirva a interesados, para mejorar las condiciones de producción, procesamiento y distribución de los productos avícolas en beneficio de la población guatemalteca.

9. RESUMEN

En el presente trabajo de investigación se realizó un muestreo simple aleatorio para determinar la muestra de 383 sueros sanguíneos de pollo (Gallus gallus) de engorde provenientes de granjas localizadas en Amatitlán, Palín y Puerto de San José sacrificados en una planta procesadora ubicada en la ciudad capital.

Por medio de la prueba serológica de aglutinación rápida en placa se detectaron anticuerpos circulantes contra *Salmonella* sp. determinándose así una prevalencia del 4.44% durante los meses de enero a junio de 1996.

10. ANEXOS

ANEXO 1

FICHA DE ESTUDIO DE CAMPO

FECHA DE TOMA MUESTRA: _____

PROCEDENCIA AVES: _____

EDAD AL SACRIFICIO: _____

TUBO DE ENSAYO: _____

ANEXO 2

FICHA DE LABORATORIO

VIAL ESTERIL

RESULTADO SEROLOGICO

_____	_____
_____	_____
_____	_____
_____	_____
_____	_____

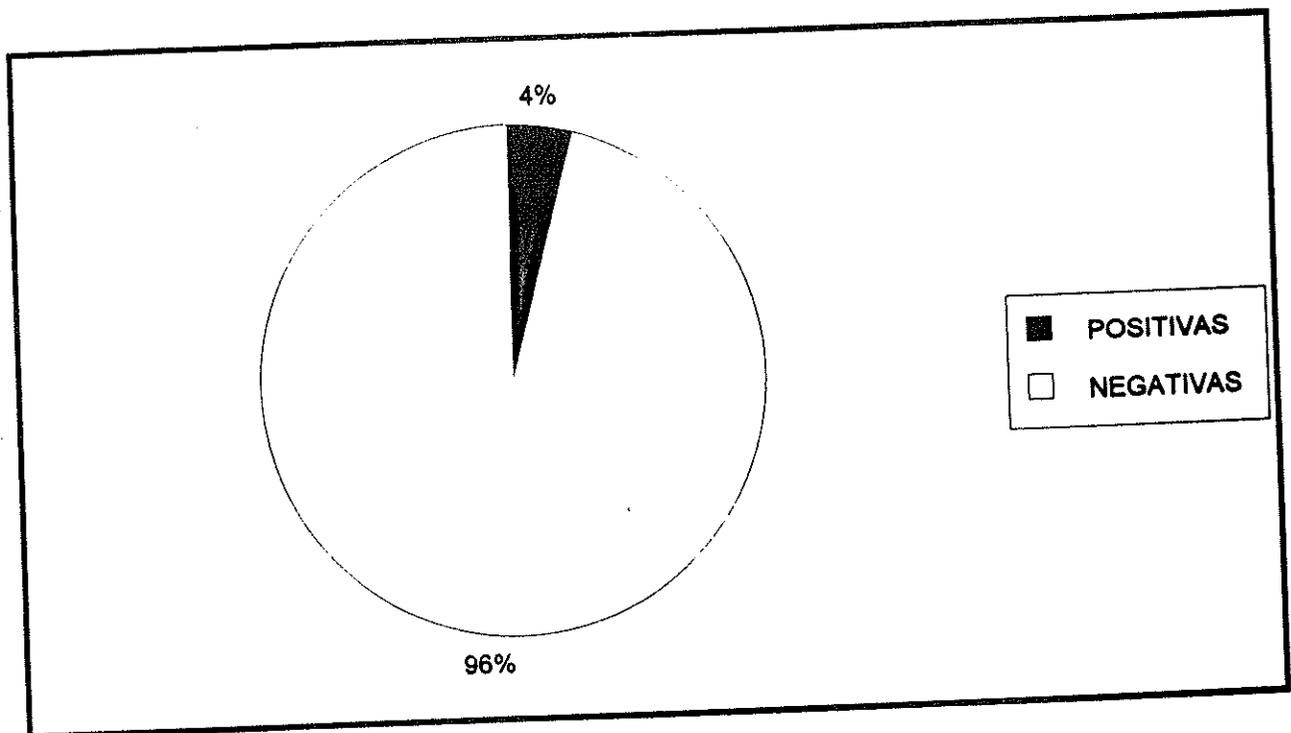
(Cuadro 1)

RESULTADO DEL ANÁLISIS DE 383 MUESTRAS DE SUERO SANGUÍNEO DE POLLOS DE ENGORDE POR MEDIO DE LA PRUEBA DE AGLUTINACIÓN RÁPIDA EN PLACA SACRIFICADOS EN UN RASTRO DE LA CIUDAD CAPITAL. GUATEMALA, 1996.

RESULTADOS DE MUESTRAS	POSITIVAS	NEGATIVAS	TOTAL
No. SUEROS	17	366	383
PREVALENCIA (%)	4.44	95.56	100

(Gráfica 1)

**PREVALENCIA (%) DE 383 MUESTRAS SANGUÍNEAS
POSITIVAS Y NEGATIVAS DE Salmonelosis
EN POLLO DE ENGORDE
Gallus gallus, POR MEDIO DE LA PRUEBA
SEROLÓGICA DE AGLUTINACIÓN RÁPIDA EN PLACA
SACRIFICADOS EN UN RASTRO
DE LA CIUDAD CAPITAL.
GUATEMALA, 1996.**



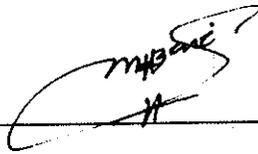
11. BIBLIOGRAFIA

1. ARAKAWA, A., FUKATA, T.; BABBA, E. 1992. Influence of coccidiosis on salmonella colonization in broiler chickens under floor-pen conditions. Poultry Science. (U.S.A.) 71(1):57.
2. BAINS, B.S. 1979. A manual poultry diseases. Suiza, Roche. p. 64-71.
3. BARROW, P.A.; et al. 1992. The effect of halofuginone on the excretion of Salmonella typhimurium by experimentally infected chickens. Veterinary Microbiology. (Aust.) 17(1):59.
4. BENENSON, A.S. 1978. El control de las enfermedades transmisibles en el hombre. Washington, OPS. p. 293-296.
5. BERNARD, M.D. 1967. Microbiology. U.S.A., Harper and Row New York. p. 778.
6. BOLAÑOS, J.M. 1979. Estudio sobre la virulencia de Salmonella gallinarum en pollo variedad pesada. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 2-9.
7. CALVIN, W.S. 1968. Medicina veterinaria y salud pública. México, A.I.D. p. 354,405,618.
8. CARPENTER, P.L. 1965. Immunology and serology. 2 ed. U.S.A., W.B. Saunders. p. 454.
9. COHEN, N.D. 1994. Comparison of the polimerase chain reaction using genus-specific oligonucleotide primers and microbiologic culture for the detection of salmonella in drag-swabs from poultry houses. Poultry science. (U.S.A.) 73(8):1276.
10. ECKROADE, R.J.; et al. 1994. Effect of selected antibiotics and anticoccidials on Salmonella enteritidis cecal colonization and organ invasion in leghorn chicks. Avian Disease. (U.S.A.) 38(2):256-257.
11. ELLISALDE, M.H.; et al. 1994. Effect of ochratoxin A on salmonella challenged broiler chicks. Poultry Science. (U.S.A.) 73(8):1241-1242.
12. FILHO, A.N.; SCHOCKEN ITURRINO, R.P. 1991. Utilizacao do elisa (teste inmunoenzimático) na deteccao de portadores de Salmonella gallinarum e Salmonella

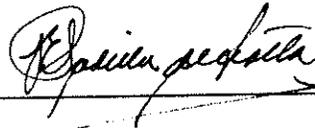
pullorum. ARS Veterinaria. (Bra.) 7(2):126-127.

13. GAST, R.K.; et al. 1988. Effects of kanamycin administration to poultry on the proliferation of drug resistant salmonella. Poultry Science. (U.S.A.) 67(5):689.
14. -----.; BEARD, C.W. 1989. Age-related changes in the persistence and pathogenicity of Salmonella typhimurium in chicks. Poultry Science. (U.S.A.) 68(11):1454-1455.
15. GRAHAM, H. 1989. A laboratory manual for the isolation and identification of avian pathogens. 3 ed. Pennsylvania. U.S.A., The American Association of Avian Pathologists. p. 3-10.
16. GUILLEN, A.R. 1982. Determinación serológica y aislamiento de salmonella en aves Gallus gallus en algunas granjas avícolas de la ciudad de Guatemala. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 3-6.
17. JAWETS, E. 1979. Manual de microbiología médica. 8 ed. México, Manual Moderno. p. 249-250.
18. KRISTANCIC, E.C. 1996. Prevalencia de micoplasmosis y salmonelosis en aves psitácidas nativas, en la asociación silvestre (arcas) en el municipio de flores departamento del Petén. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 22-40.
19. MACEDO, C.G. 1986. Enfermedades cuarentenables. Washington. U.S.A, OMS. v.1. p. 257-259.
20. MARTÍNEZ, J.I. 1978. Determinación serológica de anticuerpos de Salmonella pullorum en el municipio de San Martín Jilotepeque, Chimaltenango. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 22-40.
21. MEYER, H. 1993. Vaccines in salmonellosis control in animals. ZBL BAKT. (Alemania.) 278(1):407-415.
22. MOTTA, 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. 4-23.

23. ORELLANA, D.P. 1988. Determinación de anticuerpos circulantes contra las enfermedades 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. 27-60.
24. OYOFO, B.A. 1989. Inhibition by mannose of in vitro colonization of chicken small intestine by Salmonella typhimurium. Poultry Science. (U.S.A.) 68(10):1351.
25. PAYNE, L.N. 1989. Salmonellosis-prospects for Microbiological control in poultry. Journal of the World Veterinary Poultry Association. (Eng.) 18(4):557-559.
26. SEMINARIO INTERNACIONAL DE PATOLOGIA AVIAR. (6., 1989, Georgia, U.S.A.) 1989. [Memoria] Ed. P. Villegas. Georgia, U.S.A. s.n. p. 116-124.
27. TIZARD, I. 1989. Inmunología veterinaria. 3 ed. México, Interamericana. p. 149-150.
28. WALDROUP, J.T.; et al. 1992. Effects of bird density on salmonella contamination of prechill carcasses. Poultry Science. (U.S.A.) 71(5):844.
29. WHITEMAN, C.E. 1983. Manual de enfermedades de las aves. Trad. por. Hugo Medina. 2 ed. Pensylvania. U.S.A, The American Association of Avian Pathologists. p. 113-115.
30. WIERUP, M.; et al. 1988. Epidemiological evaluation of the salmonella-controlling effect of a nation wide use of a competitive exclusion culture in poultry. Poultry Science. (U.S.A.) 67(7):1026-1027.
31. YURRITA, E. 1980. Estudio de salmonelosis en tres rastros avícolas en la ciudad de Guatemala. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 3-4.

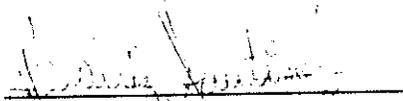


Br. Mario René Díaz Meléndez.



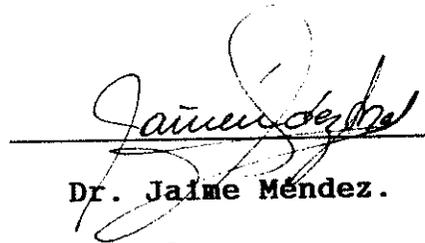
Dra. Elizabeth Padilla de Motta.

Asesor Principal.



Dra. Beatriz Santizo.

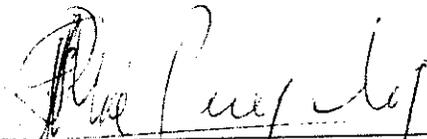
Asesor.



Dr. Jaime Méndez.

Asesor.

Imprímase.



Dr. José Perezcanto Fernández.
Decano.