

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

**EFECTO DE CUATRO PRODUCTOS DESINFECTANTES APLICADOS EN EL
MATERIAL DE NIDO DE AVES REPRODUCTORAS PESADAS**

ANA MARGARITA RAMAZZINI TOLEDO

GUATEMALA, ABRIL DE 2005
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA

**EFECTO DE CUATRO PRODUCTOS DESINFECTANTES APLICADOS EN EL
MATERIAL DE NIDO DE AVES REPRODUCTORAS PESADAS**

TESIS

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

POR:

ANA MARGARITA RAMAZZINI TOLEDO

**PREVIO A OPTAR AL TITULO DE
MÉDICO VETERINARIO**

GUATEMALA, ABRIL DE 2005

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

DECANO:	LIC. MARCO VINICIO DE LA ROSA M.
SECRETARIA:	LIC. GABRIEL G. MENDIZABAL F.
VOCAL I:	DR. M.V. YERI VELIZ PORRAS
VOCAL II:	DR. M.V. FREDY GONZALEZ
VOCAL III:	DR. M.V. EDGAR BAILEY
VOCAL IV:	BR. ESTUARDO RUANO
VOCAL V:	BR. DANIEL BARRIOS

ASESORES:

DRA. DALYBERT WEASTLER
DR. FRANCISCO ESCOBAR
DR. JAIME MÉNDEZ

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

**EN CUMPLIMIENTO CON LO ESTABLECIDO POR LOS ESTATUTOS
DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA PRESENTO A
CONSIDERACION DE USTEDES EL TRABAJO DE TESIS TITULADO:**

**EFECTO DE CUATRO PRODUCTOS DESINFECTANTES APLICADOS EN EL
MATERIAL DE NIDO DE AVES REPRODUCTORAS PESADAS**

**QUE FUERA APROBADO POR LA JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE
MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
PREVIO A OPTAR AL TITULO PROFESIONAL DE:**

MÉDICO VETERINARIO

GUATEMALA, ABRIL DE 2005

TESIS QUE DEDICO

A mi abuelito el Dr. Alfonso Toledo Solares

AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme la vida y por estar conmigo en cada paso.

A mis papas por su cariño y consejos y por enseñarme
el éxito y como lograrlo.

A mi hermano por su cariño y ánimos.

A mi familia por incentivar me a ser mejor.

A mis asesores por su paciencia y consejos,
muchas gracias.

A mis catedráticos por sus enseñanzas y consejos.

A mis amigos que durante estos años me han apoyado y han
alegrado mi vida, gracias.

A Karen Calderón y Andrea Castañeda por su amistad y cariño,
y a sus familias por permitirme ser parte de ellas.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN	1
II. HIPÓTESIS	10
III. OBJETIVOS.....	11
3.1 GENERAL.....	11
3.2 ESPECÍFICOS	11
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	12
4.1 USO DE DESINFECTANTES Y CALIDAD DEL POLLITO	12
4.1.1 Materiales de nido	14
4.2 MECANISMO DE PENETRACIÓN DE LAS BACTERIAS AL HUEVO	15
4.3 FORMALDEHÍDO.....	17
4.3.1 Sinónimos	17
4.3.2 Propiedades físicas y químicas del formaldehído	18
4.3.3 Metabolismo intermediario	18
4.3.4 Usos del formaldehído.....	19
4.3.5 Toxicidad del formaldehído.....	20
4.4 CLORO	21
4.4.1 Sinónimo.....	21
4.4.2 Propiedades físicas y químicas del cloro	22
4.4.3 Metabolismo intermedio	22
4.4.4 Usos del cloro.....	24
4.4.5 N- cloro-4 metil benceno sulfonamida	24
4.4.6 Toxicidad del cloro.....	25
4.5 ESTAFILOCOCOSIS.....	26
4.5.1 Características generales.....	27
4.5.2 Adherencia a las proteínas celulares del huésped	27
4.5.3 Transmisión y patogenia.....	29
4.5.4 Aspectos clínicos	30
4.5.5 Lesiones.....	31

4.5.6 Diagnóstico de laboratorio y tratamiento	32
4.5.7 Prevención y control	33
4.5.8 Manejo.....	34
4.6 PSEUDOMONIASIS	35
4.6.1 Características generales.....	35
4.6.2 Patogénesis.....	37
4.6.3 Aspectos clínicos y lesiones	39
4.6.4 Diagnóstico de laboratorio y tratamiento	40
4.6.5 Prevención y control	40
4.7 ONFALITIS	41
V. MATERIALES Y MÉTODOS	43
5.1 MATERIALES	43
5.1.1 Recursos humanos.....	43
5.1.2 De laboratorio	43
5.1.3 De campo	43
5.1.4 De tipo biológico	44
5.1.5 Centros de referencia	44
5.2 MÉTODOS	44
5.2.1 De Campo.....	44
5.2.2 De laboratorio.....	48
5.2.3 Análisis estadístico.....	48
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	49
VII. CONCLUSIONES	54
VIII. RECOMENDACIONES	55
IX. RESUMEN.....	56
X. BIBLIOGRAFÍA.....	57
XI. ANEXOS.	56
11.1 ESQUEMAS.....	61
11.2 TABLAS Y GRÁFICAS.....	67

I. INTRODUCCIÓN

En la actualidad la industria avícola se encuentra en auge, lo cual implica producir pollos de mayor calidad y rendimiento para satisfacer las demandas del mercado.

Para lograr dicho propósito es importante tomar en cuenta la calidad del huevo fértil que se está produciendo, parte fundamental del éxito o fracaso del pollito. La calidad del huevo fértil inicia en la granja reproductora, donde cumple un papel muy importante un lote sano, y también el ambiente en donde es colocado el huevo y el manejo del mismo.

Por lo anterior, el presente estudio se orienta a encontrar un desinfectante de nido adecuado, que cumpla con la función de disminuir la carga bacteriana manteniendo de esta forma la cáscara del huevo fértil con una carga bacteriana mínima para lograr pollos libres de contaminación.

Para esta investigación se utilizarán cuatro desinfectantes con distinta concentración o ingrediente activo, serán puestos a prueba en una granja de reproductoras pesadas ubicada en Chimaltenango, con el fin de encontrar uno o varios desinfectantes que mantengan la carga bacteriana nula o mínima durante el transcurso del mes y dicha prueba será repetida tres veces para obtener resultados estadísticamente aceptados.

II. HIPÓTESIS

No existe diferencia al utilizar desinfectantes a base de gas formaldehido en tres concentraciones distintas y N-cloro-4 metil benceno sulfonamida en la disminución de la carga de *Staphylococcus sp.* y *Pseudomonas sp.* en nidos de aves reproductoras.

III. OBJETIVOS

3.1 GENERAL

- ✓ Comparar el efecto de desinfectantes a base de gas formaldehído y N-cloro-4 metil benceno sulfonamida en la disminución de la carga de *Staphylococcus sp.* y *Pseudomonas sp.* en nidos de aves.

3.2 ESPECÍFICOS

- ✓ Determinar el nivel de contaminación de la cama utilizada en los nidos de aves.
- ✓ Determinar el momento en el que ejercen la acción desinfectante de los productos utilizados para disminuir la contaminación en el material de nido.
- ✓ Establecer si existe diferencia entre los desinfectantes a base de gas formaldehído y N-cloro-4 metil benceno sulfonamida.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 USO DE DESINFECTANTES Y CALIDAD DEL POLLITO

Durante los últimos 20 años, ha habido un continuo aumento en el consumo de carne de pollo. En la mayoría de los países esto ha ocurrido debido a que el pollo ha reemplazado la carne bovina en la preferencia del público y por el aumento del consumo de carnes en general. (15)

La clave para producir pollitos de alta calidad es la producción de huevos limpios en las granjas reproductoras. El paso más importante para alcanzar una higiene adecuada de los huevos comienza en los nidos, para dicho propósito es importante mantener el material de los pisos de los nidos siempre llenos y limpios. (16)

Hay que recordar que la cáscara es la primera defensa con que cuenta el futuro embrión. La misma tiene una gran cantidad de poros utilizados para la respiración y eliminación de gases, pero que, a su vez, pueden transformarse en la puerta de entrada de numerosos microorganismos.

Un huevo tarda solamente veinte minutos en contaminarse, aún con una cáscara intacta. De aquí se desprende la necesidad de una limpieza rigurosa en los nidales y descartar aquellos huevos sucios para incubar.

Es recomendable utilizar los nidos de metal galvanizado ya que se pueden desinfectar periódicamente.

Los nidos deben estar elevados del suelo a 50 cm promedio para las gallinas y contar con sus respectivas perchas, que también se usan para cerrar los mismos de noche y evitar que las aves duerman en ellos, contaminándolos con materia fecal. Como regla general, se usan de 4-5 hembras por nido y se debe evitar las zonas muy claras, húmedas o calientes del galpón.

Para evitar que se contamine el nido, se debe agregar camada fresca todas las semanas y reemplazarla totalmente una vez por mes. (33)

La desinfección apropiada de los nidos y los huevos reducirá el ingreso de bacterias desde la cáscara. Otro aspecto importante es recoger en bandejas aparte los huevos del suelo, rotos y sucios, los cuales no son aptos para incubar. (16)

En principio hay que recordar que en el desempeño de un desinfectante intervienen cuando menos cuatro grupos de factores; los que determinan su efectividad, seguridad y economía. Estos factores se identifican como físicos, fisicoquímicos, estructurales y biológicos (Vestal Lab., 1983). (12)

Dentro del factor físico tenemos el pH o potencial de hidrógeno que, en el caso de los desinfectantes, es importante para cambiar la carga iónica en la superficie de la bacteria o bien para alterar el grado de acidez o alcalinidad del medio en que vive.

En el aspecto correspondiente a los factores biológicos comprenden puntos de vista relacionados al tipo de microorganismos y la cantidad de ellos (carga microbiana). Habrá que pensar también en la edad de los mismos, o forma vegetativa (espora); igualmente la diversidad de gérmenes en casos de contaminación microbiana y, desde luego, el tipo de defensa que ellos tienen (virus con cubierta o sin ella; agentes ácido resistentes, etc.).

No es confiable un desinfectante si solamente es ensayado o evaluado en el laboratorio, porque allí las condiciones son ideales. Es menester probarlo en el campo, donde la presencia de materia orgánica en el ambiente es un excelente desafío al principio activo que se ensaya. En este caso, la materia orgánica es oxidada y es destruida la flora bacteriana de su superficie pero no siempre se permite la penetración del desinfectante dentro de su masa, donde se alojan gérmenes infecciosos que no son exterminados, porque se ha constituido para ellos una defensa y en esta forma se establece un reservorio. Esta es una de las principales razones por las cuales se recomienda la higiene prolíja previa al empleo de un desinfectante.

El hecho de hacer uso de un desinfectante no significa tener con él un 100% del control de un problema infeccioso; es necesario evaluarlo periódicamente y frente a diferentes tipos de retos. Hay que considerar que de acuerdo a las pautas de bioseguridad, es muy importante detectar a tiempo la presencia de nuevos agentes microbianos mutantes y/o comprobar frente a ellos la eficacia del desinfectante así como frente a materia orgánica, agentes fungosos o virales para hacer los ajustes del caso, si ellos fueran procedentes. Mientras un desinfectante se está desempeñando eficazmente no procede su rotación. (12)

4.1.1 Materiales de nido

El material de nido debe estar seco, libre de hongos, ser absorbente, no compactarse y no tóxico.

Materiales adecuados son:

- Viruta de madera
- Cascarilla de arroz
- Cascarilla de soya
- Tamo de cebada (13)
- Oلوte quebrado
- Paja seca (9)
- Plástico lavable (utilizado en nidos en recolección automática)

El material a utilizar, varía de acuerdo a la disponibilidad en las zonas donde está ubicada la explotación. Materiales muy finos como aserrín fino no debe usarse ya que afecta las vías respiratorias y los ojos de las gallinas. La cascarilla de café es muy propensa a generar hongos perjudiciales a la salud de las gallinas. (9)

Repartir uniformemente y fumigar con productos de reconocida acción bactericida y funguicida. (13)

Razones para su uso:

- Absorben humedad
- Protegen el huevo
- Favorecen la postura
- Mayor cantidad de huevo limpio
- Disminuye huevo piso
- Contribuye con la recolección
- Fácil limpieza

4.2 MECANISMO DE PENETRACIÓN DE LAS BACTERIAS AL HUEVO

Con la excepción de casos con infección ovárica, un huevo es libre de microorganismos cuando deja el oviducto. Esto presume una cloaca limpia, que no es afectada (tanto) por diarrea. (14)

Las bacterias y los hongos que pueden afectar a los huevos fértiles se encuentran en todas las partes del ambiente en las galeras --en el suelo, en el estiércol, y hasta en las partículas de polvo en el aire. La forma más frecuente de que los huevos fértiles se contaminen es al ser puestos sobre una camada sucia en los nidales, en el piso o en las rejillas. (4)

La cáscara es totalmente porosa, permitiendo de esta manera que pueda haber un intercambio gaseoso. Estos permiten el paso de microorganismos. Por ello, existe una estructura de tipo proteico denominada cutícula, que recubre la totalidad de la superficie externa de la cáscara. Esta cutícula posee un aspecto similar al de una esponja, lo que facilita el paso de aire pero impide la entrada de microorganismos. (26)

La protección dura mientras el producto conserve la cutícula superficial que lo recubre, la cáscara y las membranas internas íntegras. Además, la clara tiene las propiedades inhibitorias (lisozima y avidina) para las bacterias y físicamente dificulta la movilidad de las bacterias en caso que penetren. Si se altera alguna de las membranas que protegen al huevo las bacterias penetran mecánicamente y se multiplican. (7)

Mientras la cutícula permanezca intacta, los microorganismos no podrán entrar en el interior del huevo, por lo que todas aquellas medidas que la mantengan intacta garantizarán la seguridad del producto. Es por ello que el lavado, la abrasión, los golpes, la desecación y el envejecimiento, entre otros factores, pueden ocasionar la pérdida de la capa protectora. (26)

Mantener los huevos secos es un paso importante para disminuir la contaminación bacteriana. Mojar los huevos fértiles con o sin desinfectante puede resultar en contaminación. Cualquier concentración de humedad en cascarones calientes se evapora, mientras se enfrián los huevos, disminuye la presión interna, conduciéndose los contaminantes a través de los poros al huevo. Muchas bacterias utilizan la humedad como vehículo para ingresar al huevo. (10)

Recientemente, varios estudios han mostrado que algunos desinfectantes del lavado pueden causar daño físico a la superficie del huevo, eliminando la cutícula de la cáscara, esto conlleva una pérdida de la protección natural, permitiendo la entrada de patógenos, con el consiguiente incremento del peligro de contaminación por otros microorganismos que se encuentren en el entorno del producto. (26)

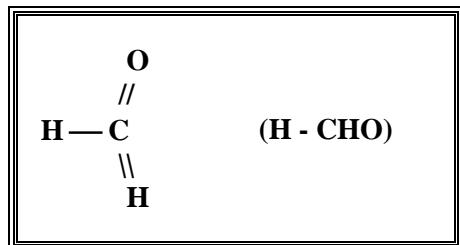
Se debe reconocer que al lijar o raspar los huevos se remueve cutícula penetrando polvo y microorganismos por los poros del huevo. Si se utilizan prácticas de raspado, hay que asegurar que todos los materiales usados estén secos. Si un huevo requiere más de dos o tres pasadas para remover material fecal o suciedad, el huevo es muy sucio para clasificarlo. (10)

Las posibilidades de contaminación desde la superficie externa del huevo aumentan al entrar en contacto con materia fecal, o con los elementos del nido, los envases para la conservación, las bandas de transporte y la manipulación por el hombre. La penetración de las bacterias aumenta si el contacto de los contaminantes permanece por mucho tiempo, en especial durante la conservación a temperatura no refrigerada y con alto porcentaje de humedad. (7)

Cuando hay un gran número de bacterias sobre la superficie de la cáscara del huevo, aumentan las oportunidades de que las bacterias penetren a su interior. Las bacterias que penetran dentro del huevo pueden usar los nutrientes del huevo para multiplicarse, quitando al embrión una fuente de alimentos crucial para su buen desarrollo o quizás produciendo una toxina nociva para el embrión. Durante la incubación, las bacterias pueden ciertamente impedir el desarrollo embrionario, ocasionando finalmente la muerte del embrión. Aún cuando el embrión de un huevo contaminado sobreviva y sea capaz de nacer, este pollito morirá en la galera de crianza o simplemente no desarrollara un crecimiento adecuado.

Los huevos contaminados pueden afectar también al desarrollo de otros huevos sanos, si un huevo contaminado llega a explotar o agrietarse en la incubadora o en la nacedora, puede esparcir las bacterias a otros huevos o a los pollitos recién nacidos. De hecho, un de huevo contaminado puede afectar a todos los huevos de una máquina incubadora. (4)

4.3 FORMALDEHÍDO



Fuente: Moret, 1990.

4.3.1 Sinónimos

- Formaldehído
- Formalina
- Formol
- Oximetileno
- Veracur (8)
- Aldehído fórmico

- Fluído embalsamador (20)
- Metil aldehído (17)

4.3.2 Propiedades físicas y químicas del formaldehído

El formaldehído (*HCHO*) es un gas volátil, ligeramente más pesado que el aire. (20)

El formaldehído puro es un gas incoloro con un olor picante y de propiedades irritantes; altamente soluble en agua. (17)

En soluciones al 40% incrementa de forma muy notable la secreción lacrimal.

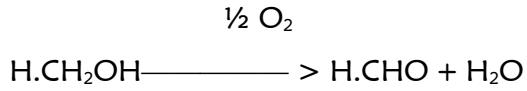
La solución acuosa de formaldehído al 37% se denomina formalina: esta contiene además entre 10 y 15% de alcohol metílico (metanol) para inhibir su posterior polimerización a paraformaldehído (Coldiron y cols., 1983). (20)

Peso Molecular	30.03
Punto de Ebullición	-21°C
Peso específico (agua=1)	0.85-20
Punto de Fusión	-92°C

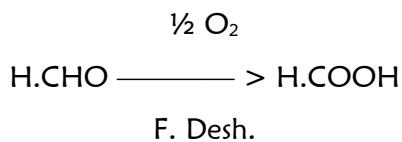
Fuente: Márquez, s.f.

4.3.3 Metabolismo intermedio

El formaldehído es un producto de la oxidación del alcohol metílico o metanol:



Su elevada solubilidad le permite ser absorbido en las vías respiratorias altas, aunque pequeñas cantidades del gas inhalado pueden penetrar en los pulmones. El aldehído, una vez inhalado, se metaboliza fundamentalmente, tanto en el hígado como en la sangre a ácido fórmico (*H.CO*₂), por la acción de la enzima formaldehído deshidrogenasa (F. Desh.) :



También puede sufrir un proceso de oxidación directa, aunque en menor proporción en los diferentes tejidos.

El H.COOH, a su vez, puede seguir diversos caminos metabólicos como :

- Ser oxidado a dióxido de carbono y agua (Clark y cols. 1983).
- Ser eliminado por la orina como sal sódica (H.COONa)
- Entrar en el metabolismo de los compuestos de un carbono (Gottschling y cols. 1984)

(20)

4.3.4 Usos del formaldehído

El formaldehído es un desinfectante con buena acción contra bacterias, micobacterias y virus. Sin embargo, no debe utilizarse como desinfectante pues produce gases irritantes potencialmente tóxicos y carcinogénicos. (29)

El *HCHO* se utiliza desde hace tiempo como fijador tisular, como preservador, como desinfectante, bactericida y como embalsamador y en la actualidad, en numerosas industrias (20) como antiperspirante, astringente, cosméticos, plásticos dentales, materiales de limpieza en seco, fertilizantes, aislantes, fluidos de corte de metales, medicaciones, pinturas, fabricación de papel, fotografía, plásticos y resinas, industria de conservante de goma. (8) Además de ser un producto ampliamente empleado en la sociedad actual, es una sustancia con la que cada medico ha tenido un contacto temprano en sus días de permanencia en los laboratorios de anatomía humana normal o patológica (Imbus y cols. 1985). (20)

El gas de formaldehído se ha usado para reducir la contaminación en las cáscaras de los huevos desde hace muchos años. (16)

El paraformaldehído, un polímero sólido, se calienta a 204° C, produciendo gas de formaldehído. Se utilizan 5 grs. por metro cúbico de área. El gas de formaldehído es uno de

los pocos agentes efectivos contra la coccidiosis y la criptosporidiosis. Otras formas de producir la fumigación incluye el rociado de una solución al 20 % de formalina en 10 litros, por cada 1000 metros cúbicos de espacio, o reactivando permanganato de potasio (620 grs.) con formalina (1240 ml) por cada 100 metros cúbicos de espacio. La instalación debe estar a 20° C, y todas las superficies deben ser humedecidas inmediatamente antes de la fumigación, para que la humedad relativa sea de 80 a 90 %. (18)

En el tratamiento de desinfección aplicado a los huevos antes de la incubación se ha venido empleando desde hace muchos años el gas de formaldehído, producido por la mezcla de determinadas proporciones de formalina ó formol comercial con permanganato de potasio ($KMNO_4$).

El gas producido por esta mezcla no provoca daños apreciables en los huevos cuando es aplicado en las proporciones y en el momento adecuado, de no ser así, sin embargo, se conoce que el formaldehído puede ser el causante de la elevación de la mortalidad embrionaria temprana durante el proceso de la incubación.

Los huevos son colocados en un cubículo de desinfección. La dosificación es de 42 g de permanganato de potasio y 21 ml de formol por $2.83m^3$. El tiempo de exposición no debe ser inferior a los 20 minutos. Por debajo de los envases con los huevos se coloca el recipiente con los cristales de permanganato de potasio. Posteriormente se vierte la cantidad medida de formol y se cierra la puerta del cubículo. (27)

4.3.5 Toxicidad del formaldehído

Las principales rutas de exposición a los humanos son por inhalación y por absorción cutánea. (17)

En la exposición al *HCHO*, en concentraciones entre 0.1-5ppm, las manifestaciones son principalmente de tipo ocular y se caracterizan por una sensación quemante y de lagrimeo profuso. Cuando accidentalmente se salpica una solución acuosa del compuesto, se produce una severa irritación de los ojos y ocasionalmente puede presentarse un daño permanente de los mismos. Estas concentraciones, además irritan la garganta. Con 10 ppm. (concentración peligrosa) se produce una sensación de asfixia, mientras que las

concentraciones a 50 ppm.(inclusive, exposiciones de corta duración) causan daños severos (clarck, 1983).

Kilburn y cols. (1985) señalan que la exposición al formaldehído produce, además de las manifestaciones descritas, cambios vegetativos y trastornos neurológicos caracterizados por indigestión, anorexia, pérdida de la memoria, irritabilidad, náuseas y cefaleas. Frigas. y cols. (1984), por su parte, sugieren que las personas sensibles al formaldehído presentan reacciones alérgicas: asma bronquial, edema pulmonar, disnea y en ocasiones se observa la aparición de una neumonía secundaria. (20)

Se ha concluido que el formaldehído es un probable carcinógeno humano (grupo B₂), sobre la base de estudios experimentales y estudios epidemiológicos. Los estudios epidemiológicos sugieren un aumento en la incidencia de tumores en el cerebro, leucemia, y cirrosis hepática entre trabajadores. Los estudios de laboratorio indican que el formaldehído causa cáncer nasal en ratas y que causa mutaciones en bacterias, levaduras, y en células de mamíferos y humanas. No existe una clara evidencia de efectos reproductivos. (17)

Bajos niveles de exposición pueden causar dermatitis, tos, y disminución de la capacidad pulmonar. Los síntomas clásicos de una exposición a bajos niveles de formaldehído incluyen: catarro, dolor de garganta, dificultad para dormir, dolor de cabeza, fatiga, dificultades respiratorias, sinusitis, dolor de cuello, náuseas frecuentes, y bronquitis. (17)

4.4 CLORO

Número atómico	17	Símbolo
	Cl	Nombre
	Cloro	Masa atómica
	35,453	
2-8-7		
Estructura electrónica		

Fuente: Díaz, 2004.

4.4.1 Sinónimo

- Lejía

El cloro elemental fue aislado por vez primera en 1774 por el químico sueco Carl Wilhelm Scheele, quien creía que el gas era un compuesto; no fue hasta 1810 cuando el químico británico sir Humphry Davy demostró que el cloro era un elemento y le dio su nombre actual. (5)

4.4.2 Propiedades físicas y químicas del cloro

A temperatura ordinaria, es un gas amarillo verdoso que puede licuarse fácilmente bajo una presión de 6,8 atmósferas a 20 °C. El gas tiene un olor irritante, y muy concentrado es peligroso; fue la primera sustancia utilizada como gas venenoso en la I Guerra Mundial.

El cloro tiene un punto de fusión de -101 °C, un punto de ebullición de -34,05 °C a una atmósfera de presión, y una densidad relativa de 1,41 a -35 °C; la masa atómica del elemento es 35,453.

El cloro es un elemento activo, que reacciona con agua, con compuestos orgánicos y con varios metales. Las disoluciones de cloro en agua son comunes en los hogares como agentes blanqueadores. (5)

El agua dura no interfiere con su actividad, pero los pisos con material orgánico consumen el rendimiento del cloro, haciéndolo ineficaz. Puede ser corrosivo para algunas superficies. La acción ocurre rápidamente en temperaturas cálidas. (18)

4.4.3 Metabolismo intermedio

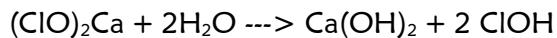
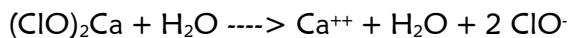
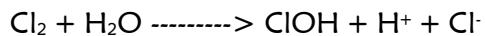
El cloro es electronegativo y por ello oxida las uniones peptídicas desnaturizando las proteínas. Están implicados tanto el cloro como el oxígeno, oxidando los grupos tiol. Los hipocloritos y las cloraminas en el agua producen ácido hipoclorítico cuando se descomponen. (25)

El cloro, los hipocloritos y las cloraminas son desinfectantes que actúan sobre proteínas y ácidos nucleicos de los microorganismos. Oxidan grupos -SH, y atacan grupos aminos, indoles y al hidroxifenol de la tirosina.

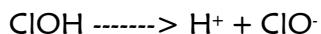
La actividad bactericida del hipoclorito de sodio se debe al ácido hipocloroso (HClO) y al Cl_2 que se forman cuando el hipoclorito es diluido en agua. El ácido hipocloroso es neutro y penetra fácilmente en la célula, mientras que el Cl_2 ingresa como gas. (19)

La exposición de cepas de *Escherichia coli*, *Pseudomonas spp* y *Staphylococcus spp* a dosis letales de ácido hipocloroso origina un decremento de la producción de adenosin trifosfato. El dióxido de cloro actúa sobre la permeabilidad de la membrana externa de *Escherichia coli* a través de un fenómeno letal primario que consiste en una unión sustancial de iones K^+ ; tal unión no tiene lugar en el caso de macromoléculas. Las dosis subletales inhiben la respiración celular debido a un efecto oxidante inespecífico. (25)

El cloro se presenta bajo las formas de Cl_2 (gaseoso), hipocloritos y cloraminas. El efecto desinfectante se debe a la liberación de cloro libre (Cl_2); a su vez, el Cl_2 reacciona con el agua para dar ácido hipocloroso, que a pH ácido o neutro es un oxidante fuerte:



La disociación del ácido hipocloroso depende del pH (se realiza a pH<7)



Cloro gaseoso: a 1-3 ppm. se usa en la cloración de aguas para bebida y de aguas de piscinas. Su actividad se ve muy influida (mermada) por la presencia de materia orgánica; por ello, se suele determinar la *demanda de cloro* del agua a tratar. Descontada dicha demanda, el cloro gaseoso mata rápidamente (15-30 segundos) a sólo 1 ppm.

Soluciones de hipocloritos: hipocloritos de sodio, de calcio o de litio. A 200 ppm. de cloro se usan ampliamente, ya como líquidos (lejías), o en polvo, en industrias alimentarias y lácteas (para desinfectar el equipamiento y maquinaria que ha de entrar en contacto con los alimentos a procesar), en restaurantes, hoteles, hospitales, etc. (11)

4.4.4 Usos del cloro

Se usa para blanquear pulpa de papel y otros materiales orgánicos, para destruir los gérmenes del agua y para preparar bromo, tetraetil-plomo y otros productos importantes. (5)

Es un desinfectante de acción intermedia que se utiliza en diluciones de 1:10 hasta 1:100 de la presentación del blanqueador casero (5.25%). En la dilución de 1:10 tiene amplio espectro contra bacterias, micobacterias, hongos, virus y hasta esporas. Es altamente corrosivo, por lo que su uso se ha limitado al aseo de los pisos. (29)

Es barato y ampliamente usado como desinfectante. Nunca debería ser utilizado juntamente con el formaldehído u otros ácidos. Las superficies deben ser limpiadas por completo de material orgánico antes de usar el cloro. Una dilución de 1:10 de lejía casera (5.25% hipoclorito de sodio) es adecuada para la mayoría de las necesidades desinfectantes, incluyendo como esporicida. (18)

4.4.5 N- cloro-4 metil benceno sulfonamida

Se ha utilizado como desinfectante para los nidos de las aves, obteniéndose huevos con menor carga contaminante. Se encuentra formulado para aplicar en seco en nidos de aves y no es corrosivo, su acción es netamente desinfectante de amplio espectro, con efecto bactericida sobre bacterias gram negativas y positivas. Presenta baja toxicidad, baja tensión de vapor y controla también hongos en la cama de los nidos.

Sustancia perteneciente a un gran grupo de fármacos sintéticos que son eficaces en la prevención de las infecciones producidas por muchos microorganismos gram negativos y gram positivos. Actúa impidiendo el crecimiento normal, desarrollo y multiplicación de las bacterias, pero no destruye los organismos maduros. El mecanismo de acción de las sulfas es la inhibición competitiva de la transformación de ácido para-aminobenzoico (PABA) en ácido dihidrofólico, teniendo una mayor afinidad por el sistema enzimático bacteriano que produce esta reacción. Solas son bacteriostáticas, pero en combinación pueden convertirse en un bactericida. (17)

El cloro puede mezclarse con otras sustancias químicas para aumentar su potencialidad, el N-cloro-4 metil benceno sulfonamida se utiliza como desinfectante de camada para mantener un control sobre la posible contaminación de los nidos para las aves, se espolvorea cada nido con 8 gramos, repitiendo la operación cada 3 ó 4 semanas, según los factores climáticos reinantes y/o el estado sanitario de la cama.

La dosis real es 1 gramo por cada metro cuadrado de superficie a tratar ó 1,3 Kg. mezclado cada 100 Kg. de cama.

4.4.6 Toxicidad del cloro

El cloro es un gas tóxico extremadamente cáustico. Los síntomas de intoxicación posterior a la inhalación son irritación de las mucosas de las vías respiratorias con dificultad para respirar, tos con esputos sanguinolentos y pulso lento. Las exposiciones reiteradas o prolongadas producen acostumbramiento al olor y a la irritación en el ser humano. Puede haber presentación tardía de los síntomas. El cloro líquido tiene efecto muy cáustico sobre la piel. (32)

Efectos en la Salud

- El cloro es un fuerte irritante que afecta las membranas mucosas de los ojos, nariz, garganta, y las vías respiratorias. Los síntomas incluyen: lagrimo, tos, ahogo, dolor de cabeza, y vértigo.
- Una exposición severa puede producir edema pulmonar y muerte, que generalmente tarda en producirse algunas horas después de la exposición.
- Si la concentración es bastante alta, se puede producir una muerte inmediata por un cierre reflejo de las vías respiratorias (broncoespasmo) y sofocación.
- Una sola exposición al cloro gas puede producir síntomas de obstrucción de las vías respiratorias (por un estrechamiento de las vías por contracción de los músculos que las rodean), indicada por dificultad para respirar y ronquera o ruido silbante. Esta condición generalmente se soluciona con un tratamiento médico, aunque existe algún desacuerdo en cuanto a si el daño hecho es perdurable.
- Existe un leve aumento en el riesgo de contraer cáncer en la vejiga y posible cáncer de colon y recto en los usuarios (por mucho tiempo) de aguas cloradas. El aumento

en el riesgo es más claro en no fumadores, ya que el humo de cigarrillo aumenta la posibilidad de contraer estos mismos cánceres, por lo que el efecto de clorinación, si es que está presente, es muy difícil de detectar. (17)

4.5 ESTAFILOCOCOSIS

La estafilococosis en las aves se conocen desde hace más de cien años, habiendo sido diagnosticadas en la mayoría de los países del mundo, sobre todo en sus formas de artritis y sinovitis ya que estos microorganismos se consideran ubicuos y habitantes normales de la piel y mucosas de las aves, así como del medio externo en todas las zonas donde exista incubación, cría o matadero de aves.

La mayoría de los estafilococos se consideran flora normal, incluso son beneficiosos, ya que su presencia interfiere el crecimiento de posibles patógenos mediante exclusión competitiva. Únicamente se han considerado patógenos para las aves *Staphylococcus aureus* coagulasa positivos, siempre que sean capaces de entrar a través de la piel o las mucosas. Otro aspecto de interés es que el 50% de las cepas de este microorganismo tienen la capacidad de producir enterotoxinas. Para su detección en la inspección veterinaria, tiene gran interés la observación de una decoloración verdosa de los hígados, aunque esta alteración no es exclusiva de la infección. (23)

El *Staphylococcus aureus* es una bacteria oportuna importante que puede ocasionar enfermedades que varían de leves a mortales en una variedad de especies animales. En las aves, este organismo ha estado implicado en osteomielitis, sinovitis y celulitis. Aunque la mayoría de las infecciones se pueden tratar con antibióticos, es importante controlar continuamente la susceptibilidad de los aislamientos de campo a los antibióticos debido a la capacidad de los organismos de adquirir resistencia antimicrobiana. (35)

Staphylococcus aureus, especie coagulasa positiva, es un reconocido patógeno, siendo agente etiológico de un amplio espectro de infecciones de origen comunitario y nosocomial. *Staphylococcus aureus*, tiene una amplia gama de determinantes de virulencia,

que abarca componentes de pared celular y una gran variedad de exoproteínas que contribuyen en su habilidad para colonizar y causar enfermedad. (1)

4.5.1 Características generales

El género *Staphylococcus* está ubicado junto a los géneros *Micrococcus*, *Planococcus* y *Stomatococcus* en la familia *Micrococcaceae*. (1)

Los *Staphylococcus* son anaerobios facultativos fermentadores de ácido láctico. La bacteria es catalasa positivo y oxidasa negativo. *Staphylococcus aureus* puede crecer en un rango de temperatura de 15-45°C y en concentraciones mayores de 15 % de NaCl. Casi todas las cepas de *Staphylococcus aureus* producen la enzima coagulasa; debe ser considerado un patógeno potencial. (31)

Son microorganismos esféricos de 0.5-1.2 μm de diámetro, se agrupan en racimos irregulares, aunque pueden observarse en pares o tetradas, cadenas cortas e inclusive solos, gram positivos, no esporulados, generalmente sin cápsula, no móviles y metabolismo fermentativo. (34)

Staphylococcus aureus forma colonias grandes de color amarillo en medio ricos, también es hemolítico en agar sangre. (31)

Casi todas las cepas producen un grupo de enzimas y citotoxinas que incluyen 4 hemolisinas (alfa, beta, gamma y delta) nucleasas, proteasas, lipasas, hialuronidasas y colagenasa. La principal función de estas proteínas sería convertir tejidos del huésped en nutrientes requeridos para el desarrollo bacteriano. (1)

4.5.2 Adherencia a las proteínas celulares del huésped

Las células de *Staphylococcus* expresan en su superficie proteínas que promueven la adhesión a las proteínas del huésped como la minina y fibronectina que forman el matriz extracelular de la superficie epitelial y endotelial. A parte, la mayoría de cepas expresan un gen de adhesión de proteínas fibrina/fibrinógeno que promueve la adhesión a los coágulos de sangre y traumatizan el tejido. La mayoría de cepas de *Staphylococcus* expresan tanto

fibronectina como fibrinógeno-proteínas de adhesión. En adición, una adhesina que promueve la unión al colágeno se ha encontrado en las cepas que causan osteomielitis y artritis. La interacción con el colágeno también es importante para promocionar la adhesión bacteriana para dañar el tejido en donde las capas internas han sido expuestas. (31)

Invasión: La invasión del tejido del huésped por *Staphylococcus* involucra aparentemente la producción del orden de proteínas extracelulares, algunas de las cuales pueden ocurrir como proteínas-células asociadas. Estas proteínas son descritas abajo con alguna posible explicación en su rol en el proceso invasivo.

Toxinas que dañan membranas:

α -toxina La toxina más característica y potente para dañar membranas de *Staphylococcus aureus* es la toxina α . Es expresada como un monómero que se adhiere a las membranas celulares susceptibles. Las células susceptibles tienen un receptor para la toxina alfa que permite a la toxina adherirse provocando poros por los cuales pasan los cationes monovalentes. Despues que se adhiere la toxina, una serie compleja de reacciones secundarias inicia la liberación de citokinas que disparan la producción de los mediadores de la inflamación.

β -toxina es una esfingomielinasa que daña las membranas ricas en lípidos.

δ -toxina es un péptido pequeño producido por la mayoría de cepas de *Staphylococcus aureus*. El rol de esta toxina es desconocido.

γ -toxina y leukocidina La γ -toxina (también llamada leukotoxina) y leukocidina son dos componentes de proteínas toxicas que dañan la membrana de células susceptibles. Las proteínas son expresadas separadamente pero actúan conjuntamente para dañar la membrana. Leukotoxina es hemolítica, mientras que leukocidina es no hemolítica. Solo el 2% de todos los *Staphylococcus aureus* expresan leukocidina, mientras que el 90% de las cepas aisladas de lesiones dermo-necróticas expresan esta toxina, lo que sugiere que es un factor importante en las infecciones necróticas de piel.

Coagulasa La coagulasa es una proteína extracelular que se une a la protrombina en el huésped para formar un complejo llamado estafilotrombina. La actividad de la proteasa

característica de la trombina es activada en el complejo, resultando en la conversión de fibrinógeno a fibrina. La coagulasa es una marca tradicional para identificar *Staphylococcus aureus* en el laboratorio.

Estafilocinasa Muchas cepas de *Staphylococcus aureus* expresan un plasminógeno activador llamado estafilocinasa. Este factor lisa la fibrina. La formación de un complejo entre estafilocinasa y plasminógeno activa una plasmina proteolítica que causa la disolución de grupos de fibrina. (31)

4.5.3 Transmisión y patogenia

Para que se produzca la infección por *Staphylococcus*, tiene que existir una alteración previa de los mecanismos defensivos naturales del animal, bien por fallos en la inmunidad pasiva -heridas en piel, etc- o en la inmunidad activa. (23)

Para la mayoría de infecciones causadas por *Staphylococcus aureus*, la patogénesis es multifactorial, por lo que es difícil determinar el rol de algún factor. Aunque, existen correlaciones entre cepas aisladas de infecciones particulares y expresiones particulares de virulencias determinadas, que sugieren su rol en una infección en particular. (31)

Las infecciones estafilococicas pueden tener diversas vías de entrada en el organismo, dando lugar a diversos cuadros patológicos entre los que caben destacar:

A: En una gran mayoría de los casos la infección se debe a una alteración de las barreras físicas entre el animal y el medio, tal como una herida en la piel o una inflamación en las mucosas. Entre ellas, se dan:

1. Las infecciones del ombligo mal cicatrizado, que dan lugar a onfalitis e infección del saco vitelino, con muertes de pollitos en la primera semana de vida.
2. Las pequeñas manipulaciones, como cortes de dedo, picos o crestas, que pueden llegar a dar infecciones localizadas o incluso septicemia, con infecciones generalizadas y muertes en cualquier edad.
3. Las abrasiones en piel o almohadillas plantares, que suelen provocar infecciones localizadas en médula ósea, osteomielitis, o articulaciones, artritis, tenosinovitis, típicas de animales pesados con cojeras y problemas locomotores. Algunas

alteraciones de piel pueden llegar a producir una dermatitis gangrenosa en animales jóvenes, que incluso dan lugar a muerte del animal.

4. Las vacunaciones parenterales o inyectadas también pueden ser una vía de entrada importante para los *Staphylococcus*. El exceso de competencia y las peleas en granjas con alta densidad de animales, con escasos comederos, camas húmedas, y sobre todo, sistemas de alimentación restrictivos, contribuyen a aumentar las heridas o pequeñas lesiones de las aves.

B: Un segundo gran grupo de factores que provocan alteración de los mecanismos defensivos del animal son los virus inmunodepresores. Así, hoy se sabe que la infección por el virus de la enfermedad de Gumboro, de la enfermedad de Marek, o de la anemia infecciosa de los pollos, dan lugar a importantes lesiones de bolsa de Fabricio y el timo, por lo cual el sistema inmunitario se ve seriamente dañado. Cualquiera de estas infecciones favorece las muertes por septicemias estafilocócicas, o bien por dermatitis gangrenosa.

C: En la actualidad, está tomando interés el estudio de problemas septicémicos por *Staphylococcus* asociados a lesiones intestinales e incluso asociado a las alteraciones propias de programas de alimentación muy restrictivos, los cuales son comúnmente utilizados en la recría de las reproductoras pesadas.

D: Finalmente, tiene cierto interés el estudio de la susceptibilidad genética, pues hoy día se sabe que existen diferencias significativas en algunas líneas de aves.

(23)

4.5.4 Aspectos clínicos

El período de incubación es generalmente corto: experimentalmente se ha cifrado entre 48 y 72 horas, aunque varía dependiendo de la ruta de administración.

Los signos clínicos incluyen erizamiento de plumas, fiebre, alas caídas, dificultad y resistencia de las aves a moverse y cojera. Generalmente estos signos son seguidos de depresión severa y muerte. Es típico encontrar a los animales postrados debajo de los comederos y/o de los bebederos para protegerse. Si sobreviven, aparece inflamación de las articulaciones, con aves que tienden a permanecer sentadas o a andar sobre sus tarsos. (23)

Puede causar artritis y sinovitis, al principio hay fiebre e inflamación de las articulaciones tibiotarsianas y tendones, puede afectar la articulación femorotibial, producir abscesos en el pie y la quilla del esternón. La espondilitis aparece cuando infecta la 5^a, 6^a y 7^a vértebras cervicales, lo que causa cojera por compresión de la médula espinal. En la piel causa dermatitis con escoriación congestión y hemorragias en piel; cuando la dermatitis es gangrenosa la piel está negruzca, con exudado serosanguinolento y olor agridulce, puede estar asociado con *Clostridium perfringens*. En la dermatitis vesicular aparecen vesículas en tarso, dedos y cabeza. (3)

La mortalidad de los *Staphylococcus* suele ser baja, excepto si existen infecciones accidentales masivas por contaminación de vacunas o ambientales; sin embargo, las lesiones de patas suelen ser el problema de mayor prevalencia de pollos, sobre todo en las líneas genéticas de gran desarrollo de pechuga. Asimismo, constituye un importante problema en la recría de reproductores pesados debido a la gran restricción alimentaria a que se les somete. (23)

4.5.5 Lesiones

Las lesiones observadas en los problemas de *Staphylococcus* varían dependiendo del cuadro patológico.

En osteomielitis se aprecian áreas focales amarillentas con exudados caseosos en la médula ósea, que suelen asentarse con frecuencia en las zonas proximales de tibiotarso y fémur; en muchos casos al desarticular la articulación coxofemoral se produce la fractura de la cabeza del fémur por su cuello -“necrosis de cabeza de fémur”.

En artritis y sinovitis se aprecia una inflamación de la articulación y del tendón, apareciendo la cavidad llena de un exudado caseoso. En casos de septicemia aguda, se aprecia una congestión de todos los órganos, observándose una esplenomegalia y hepatomegalia. Cuando el animal sobrevive más tiempo, suele apreciarse un punteado blanquecino en el hígado -focos de necrosis- o bien una decoloración amarillenta o a veces verdosa. Como ya se ha indicado, el color verde suele ser muy sugerente de infección estafilococócica.

En los problemas de onfalitis, o infecciones relacionadas con la incubadora, suele apreciarse una mortalidad en la primera semana, observándose un aspecto húmedo de los ombligos, en tanto que los sacos vitelinos aparecen aumentados de tamaño -retención- y con color y consistencia alteradas.

Microscópicamente, el aspecto morfológico suele ser similar en todos los casos, así se aprecian necrosis focales en órganos parenquimatosos con diversa respuesta inflamatoria, en la que destacan los polimorfonucleares heterófilos, y colonias bacterianas de tipo cocáceas gram positivas. En los casos más crónicos se observa también la formación de granulomas heterofílicos, con centros necróticos y empalizadas de células gigantes multinucleadas. En los casos de artritis y tenosinovitis suele observarse una gran exudación de heterófilos en las cavidades sinoviales, bacterias y en ocasiones émbolos bacterianos en las luces vasculares.

(23)

4.5.6 Diagnóstico de laboratorio y tratamiento

Algunos *Staphylococcus* pueden parecerse a infecciones por *Escherichia coli*, *Pasteurella multocida*, *Salmonella gallinarum*, *Mycoplasma synoviae*, reovirosis y algunas otras septicemias o infecciones de articulaciones, por lo cual es importante el diagnóstico diferencial. Para llevarlo a cabo se han usado en ocasiones métodos serológicos de microaglutinación; sin embargo la prueba más importante es el aislamiento e identificación de la bacteria.

El microorganismo suele sembrarse a partir de exudados de articulaciones, del saco vitelino o de órganos internos, creciendo bien en medios con agar sangre, en colonias pigmentadas de 1 a 3 milímetros de diámetro en 12- 24 horas. Para diferenciar las cepas patógenas de las no patógenas se utilizan tests de coagulasa y fermentación del manitol. (23)

No son muy exigentes y crecen en los medios comunes que contienen peptonas y extractos de carne, pero crecen mejor si el medio contiene sangre, ácido nicotínico, tiamina y biotina. Son adecuados: Agar manitol sal (medio selectivo y diferencial), Chapman Stone, *Staphylococcus* 110, Agar sangre entre otros. La prueba Bioquímica de Catalasa es positiva para todo el género y las pruebas de coagulasa, crecimiento en manitol, acetoína y trealosa

así como la producción de pigmento y el patrón de hemólisis, son pruebas para identificación de especies. (34)

El test de catalasa es importante para diferenciar *Streptococcus* (catalasa negativos) de *Staphylococcus*, que producen vigorosamente catalasa. El test se realiza al adicionar 3% de peróxido de hidrógeno a la colonia en el agar. Las colonias catalasa positivos producen O₂ y burbujas al mismo tiempo. El test no debe hacerse en agar sangre ya que la sangre contiene catalasa. (31)

El tratamiento de la infección suele hacerse con diversos antibióticos, aunque debe llevarse a cabo un antibiograma previo, pues existen muchas resistencias. Se han utilizado con éxito penicilinas, estreptomicina, tetraciclinas, eritromicina, novobiocina, sulfonamidas, lincomicina y espectinomicina. (23)

4.5.7 Prevención y control

Evitar objetos punzocortantes que puedan causar heridas, prevenir el canibalismo, evitar el exceso de humedad y mala ventilación, mantener una camada de calidad y prevenir las enfermedades inmunosupresoras como enfermedad de Gumboro y anemia infecciosa de los pollos. Manejo, bioseguridad e higiene. (3)

En cuanto a la prevención de la infección mediante vacunas, no son efectivas las bacterinas ni los toxoides, pues tanto la inmunidad activa como pasiva no tienen eficacia en la prevención. Por todo ello, la mejor prevención se considera que se basa en métodos de manejo adecuado.

La única vacuna con cierto éxito se ha basado en el uso de bacterias vivas apatógenas, tales como cepas de *Staphylococcus epidermidis* coagulasa negativos, los cuales, por mecanismos de interferencia bacteriana, previenen la adherencia de cepas patógenas. Estas vacunas se han usado en lotes de pavos, mejorando los problemas de *Staphylococcus*. (23)

4.5.8 Manejo

La aparición de esta infección está relacionada con fallos inmunitarios en el animal que la padece, que en la mayoría de ocasiones se deben a heridas en la piel o mucosas.

Entre las puertas de entrada que encuentra este organismo durante las primeras semanas de vida están:

- El cordón umbilical mal cicatrizado.
- Cualquier tipo de manipulación que produzca alguna herida como: corte de picos, corte de dedos, vacunaciones inyectadas, etc. Cuanto menor sea la manipulación que se hace a los animales mejor, y ante prácticas obligadas como el corte de picos es recomendable utilizar vitamina K para mejorar la coagulación y cicatrización de las heridas, así como algún antibiótico al que sean sensibles.
- Calidad de la camada: es muy importante que no tenga ningún tipo de material punzante. Además se debe mantener seca pues cuando está muy húmeda se facilita que se produzcan heridas, por lo que es importante tener una buena ventilación que retire toda la humedad. La cantidad de camada debe ser suficiente para que los animales no anden sobre el suelo de cemento, lo que produciría heridas en la almohadilla plantar.
- Estrés: las situaciones de estrés importantes influyen negativamente sobre la incidencia de esta enfermedad, por ejemplo la densidad de población, el espacio de comedero por animal, número de animales que están juntos en la galera, etc.
- Perfil de peso durante la recría: para obtener unas buenas producciones es necesario mantener a las reproductoras restringidas durante la recría, siendo esta limitación de peso lo que provoca la competencia que hay entre los animales por el pienso. Cuanto mayor sea la restricción, mayor suele ser la incidencia de esta enfermedad. Por ejemplo, ante problemas importantes de estafilococias puede ser recomendable llevar a las pollitas 100 gramos por encima del peso estándar.

- Tratamiento con antibióticos: se deben utilizar cuando aparecen animales afectados para evitar que éstos se conviertan en una fuente de diseminación de la infección.

(23)

4.6 PSEUDOMONIASIS

Pseudomona aeruginosa es una bacteria oportunista patógena. La bacteria casi nunca infecta sin el compromiso del tejido. (30)

La *Pseudomona aeruginosa* es un patógeno oportunista, lo que significa que se aprovecha de algún cambio en la defensa del huésped para iniciar su infección. Ocasionalmente infecta en sistema respiratorio, dermatitis, infecciones en tejidos blandos, bacteremia, infecciones en huesos, infecciones gastrointestinales y una variedad de infecciones sistémicas.

(30)

4.6.1 Características generales

Pseudomona aeruginosa es una bacteria gram negativo, aeróbica que pertenece a la familia *Pseudomonadaceae*. La familia incluye *Xanthomonas*, que juntamente con *Pseudomona* y algunas otros géneros, generan el grupo de bacterias informalmente conocidas como pseudomonads. (30)

La bacteria mide 0.5-0.8 μm por 1.5 to 3.0 μm . Casi todas las cepas son móviles por medio de un solo flagelo polar.

La bacteria se ubica en suelo y agua, y superficies en contacto con éstos. Su metabolismo es respiratorio y nunca fermentativo, pero crecerá en ausencia de O_2 si hay disponibilidad NO_3^- como un aceptador de electrones.

La típica bacteria de *Pseudomona* en la naturaleza puede encontrarse en un biofilm, adherido a una superficie o sustrato, o una forma planktonica, como un organismo unicelular, activamente nadando por su flagelo. La *Pseudomona* es una de las bacterias más vigorosas, observadas en infusiones y en agua.

Pseudomonas aeruginosa tiene pocos requerimientos nutricionales. Se observa frecuentemente “creciendo en agua destilada” lo que es evidencia de sus necesidades mínimas. En el laboratorio, el medio mas simple para crecimiento de *Pseudomonas aeruginosa* consiste en acetato para carbón y sulfato de amonio para nitrógeno.

Factores de crecimiento orgánico no son requeridos, y puede usar más de 75 de compuesto orgánico para su crecimiento. Su temperatura optima es de 37°C, y es capaz de crecer a temperaturas mayores de 42°C. Tolera una amplia variedad de condiciones físicas, incluyendo temperatura. Resiste concentraciones altas de sal y tintes, antisépticos débiles, y antibióticos comunes. *Pseudomonas aeruginosa* tiene la predilección de crecer en ambientes húmedos.

Pseudomonas aeruginosa aislada puede producir tres tipos de colonias. Aisladas naturalmente del suelo o agua, producen colonias pequeñas y rugosas. Muestras clínicas, generan dos tipos de colonias lisas. Un tipo tiene apariencia de huevo estrellado grande, lisa, con bordes planos y apariencia elevada. Otro tipo, obtenido frecuentemente de secreciones respiratorias, tiene una apariencia mucoide. Las colonias lisas y mucoides se presume que tienen un papel en la virulencia y colonización.

Las cepas de *Pseudomonas aeruginosa* producen dos tipos de pigmentos solubles, un pigmento fluorescente pioverdina, y un pigmento azul piocianina. El último es producido abundantemente en un medio contenido poco hierro y funciona en el metabolismo del hierro de la bacteria. Piocianina se refiere a “pus azul” que es característico de la infección supurativa de *Pseudomonas aeruginosa*.

Pseudomonas aeruginosa es notoria por su resistencia a los antibióticos, por lo que es, un patógeno dañino y mortal. La bacteria es naturalmente resistente a varios antibióticos debido a su barrera de permeabilidad aforrada por su barrera externa. Como su hábitat natural es el suelo, vive en asociación con bacilos, actinomices y mohos, ha desarrollado una resistencia a una variedad de sus antibióticos naturales.

Solo algunos antibióticos son efectivos contra *Pseudomonas*, incluyendo fluoroquinolona, gentamicina, y aún estos antibióticos no son efectivos para todas las cepas.

Pseudomonas aeruginosa es resistente a gran cantidad de antibióticos comunes y puede causar una superinfección secundaria en pacientes que son tratadas para otra infección bacteriana. (24)

4.6.2 Patogénesis

El proceso de infección inicia con alguna alteración en la defensa normal del huésped. La patogénesis de infecciones por pseudomonas es multifactorial, sugerido por un número grande y amplio de determinantes de virulencia que posee la bacteria. Diversos y múltiples determinantes de virulencia son esperados en el rango amplio de infecciones que causan, que incluye septicemia, neumonía, dermatitis y osteocondritis. (30)

La mayoría de las infecciones por pseudomonas son tanto invasivas como toxinogénicas. La infección puede estar compuesta por tres etapas distintivas:

- 1- Adherencia y colonización bacteriana
- 2- Invasión local
- 3- Diseminación sistémica de la infección

Aunque, el proceso de infección puede detenerse en cualquier etapa. Particularmente determinantes bacterianos de virulencia median cada una de las tres etapas y son responsables por los síntomas característicos que acompañan la infección.

Colonización: Aunque usualmente la colonización precede la infección por *Pseudomonas aeruginosa*, la fuente exacta y modo de transmisión del patógeno es frecuentemente incierto debido a su presencia ubicua en el ambiente.

Las fimbrias de *Pseudomonas* se unirán al epitelio celular del tracto respiratorio superior. Estas adhesinas aparecen unidas a receptores de galactosa o manosa o ácido sialico del epitelio celular. La colonización del tracto respiratorio requiere adherencia fimbrial y puede ser ayudado por la producción de proteasas que degradan fibronectina para exponer el receptor fimbrial de la superficie del epitelio. Heridas en el tejido puede jugar también un rol en la colonización ya que *Pseudomonas aeruginosa* se unirá al epitelio celular traqueal de ratones infectados con virus de influenza pero no al epitelio normal de

la traquea. Esto ya sido llamado adherencia oportunista, y puede ser un paso importante en la keratitis, así como en las infecciones del tracto respiratorios.

A parte de pili y polisacáridos mucoides, existen otras dos adhesinas de superficie utilizadas por *Pseudomonas* para la colonización del epitelio respiratorio. También, es probable que la exoenzima S pueda servir como una adhesina para glicolípidos en las células respiratorias.

Invasión: La habilidad de *Pseudomonas aeruginosa* para invadir tejidos depende de la producción de enzimas extracelulares y toxinas que rompen las barreras físicas y dañan las células del huésped, así como la resistencia a fagocitosis y las defensas inmunes del huésped. La cápsula bacteriana la protege efectivamente de opsonización por anticuerpos y fagocitosis.

Dos proteasas extracelulares han sido asociadas con la virulencia que ejercen su actividad en la etapa invasiva: elastasa y proteasa alcalina. La elastasa tiene varias actividades que se relacionan con la virulencia; rompe el epitelio respiratorio e interfiere con la función ciliar. La proteasa alcalina interfiere con la formación de fibrina y lisará dicha fibrina.

Pseudomonas aeruginosa produce otras tres proteínas solubles involucradas en la invasión: citotoxina y dos hemolisinas. La citotoxina es citotóxica para la mayoría de células eucariotas. Las hemolisinas actúan sinérgicamente para romper lípidos y lecitina.

Diseminación: La invasión en el torrente sanguíneo y la diseminación de pseudomonas desde sitios localizados de infección es probablemente mediado por las células asociadas y productos extracelulares responsables de la infección localizada, aunque no esta claro como las bacterias producen infecciones sistémicas.

Toxinogenesis: *Pseudomonas aeruginosa* produce dos toxinas extracelulares, exoenzima S y exotoxina A. La exoenzima S es probablemente una exotoxina, es producida por el crecimiento bacteriano en tejido quemado y puede ser detectado en la sangre antes que las mismas bacterias. Se ha sugerido que la exoenzima S puede actuar para impedir la función

de las células fagocíticas en el torrente sanguíneo y órganos internos para prepararlos para la invasión de *Pseudomona aeruginosa*.

La exotoxina A utiliza diferentes receptores en las células huésped, pero sobretodo entra en las células de la misma manera que la toxina de la difteria y tiene el mismo mecanismo enzimático. La exotoxina A aparece para mediar tanto infecciones locales como sistémicas causadas por *Pseudomona aeruginosa*. Tiene una actividad necrotizante en el sitio de la colonización bacteriana y de allí se cree que contribuye con el proceso de colonización. Las cepas toxinogénicas causan mayor virulencia de neumonía que las cepas no-toxinogénicas. (30)

4.6.3 Aspectos clínicos y lesiones

Los signos clínicos y los cambios en la patología clínica son características clínicas de infecciones por gram negativos. (2)

Varias cepas de esta bacteria pueden causar una septicemia que induce diarrea, deshidratación y disnea, seguido de una muerte aguda. (24)

Los signos incluyen estornudos, disnea, tos, regurgitación, debilidad, mal emplume, diarrea o melena. Las muertes que resultan de una infección por *Pseudomona* aparece frecuentemente en aves neonatas, pediátricas y adultas. (2)

Las lesiones tisulares son edematosas y necrotizantes. Las infecciones localizadas pueden ocurrir en el tracto respiratorio superior, causando rinitis, sinusitis y laringitis. (24)

Los organismos de *Pseudomona* pueden colonizar una lesión bacteriana en la cual el agente etiológico primario ha muerto con antibióticos y después sirve como foco para la diseminación hematógena. Infecciones respiratorias recurrentes y crónicas pueden estar asociadas con organismos de *Pseudomona* que parecen refractarios al tratamiento. (2)

Hemorragias y necrosis en el hígado, bazo y riñones son los hallazgos pos-mortem más encontrados. Enteritis hemorrágica y catarral con edema e inflamación fibrinosa de la membrana serosa también puede observarse. (24)

La enteritis catarral y hemorrágica con edema e inflamación fibrinosa de la membrana serosa se observa en deficiencias nutricionales o pacientes inmunosuprimidos. (2)

Cambios histológicos asociados a la infección incluyen reacción inflamatoria severa en las paredes de venas y arterias. La bacteria se identifica en la luz. La formación de trombos, hemorragia y necrosis del vaso infectado son el resultado. (24)

4.6.4 Diagnóstico de laboratorio y tratamiento

Brotes aviares de *Pseudomona* son más comunes cuando material orgánico contamina la reserva de agua, favoreciendo la proliferación de los organismos en el agua de bebida. (24)

El diagnóstico para infecciones por *Pseudomona aeruginosa* depende del aislamiento e identificación de la bacteria en el laboratorio. Crece bien en la mayoría de medios de laboratorio y se aísla comúnmente en agar sangre o agar eosina-metiltionina azul. Se identifica en base a su gram, morfología, inhabilidad para fermentar lactosa, reacción positiva a oxidasa, su olor dulce, y su habilidad de crecer a 42°C. Fluoresce bajo luz ultravioleta, lo que ayuda para su identificación temprana. (30)

En agar nutritivo, donde *Pseudomona aeruginosa* produce una coloración azul verdosa debido a la producción de pigmentos piocianina y fluoresceína. También produce un olor característico a tortilla húmeda. (34)

El tratamiento incluye el uso de antibióticos (enrofloxacina es la primera droga de elección; trimetoprim/sulfametazol es usualmente inefectiva) por 10 a 14 días, en forma tópica y nebulización. Pero hasta para enrofloxacina, solo cerca del 50% de las cepas aisladas son sensibles in vitro. El ambiente y utensilios de alimentación y bebida deben ser adecuadamente desinfectados con productos con hipoclorito, amonio cuaternario o desinfectantes a base de glutaraldehído. (2)

4.6.5 Prevención y control

Pseudomona aeruginosa es resistente a varios antibióticos comunes. Aunque varias cepas son susceptibles a gentamicina, tobramicina, colistina y amikacina, se han desarrollado

formas resistentes. La combinación de gentamicina y carbenicilina es usada frecuentemente para tratar pseudomoniasis. Varios tipos de vacunas se han probado, pero ninguna se encuentra disponibles actualmente para su uso en general. (30)

La limpieza rutinaria de las tuberías de agua, es una medida importante. La contaminación en la incubadora puede ser prevenida al realizar periódicamente la limpieza de la reserva de agua. (24)

4.7 ONFALITIS

Se puede describir técnicamente como una inflamación del ombligo. Tal como se usa corrientemente, el término se refiere a que el ombligo no se ha cerrado bien, con la subsecuente infección bacteriana. (6)

Aparentemente, la mayoría de los problemas resultan de una infección causada por una mezcla de bacterias, incluyendo coliformes comunes y diversas especies pertenecientes a los géneros *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Proteus*, y otros. La onfalitis se puede relacionar con incubación defectuosa, falta de higiene en las instalaciones de incubación y enfriamiento o exceso de calor poco después del nacimiento (p.ej., durante el transporte). La importancia de aislar una de las especies de bacterias mencionadas es complicado porque se pueden aislar muchas de la misma especie de la yema de huevos de aves que se supone normales inmediatamente después del nacimiento del pollo.

La onfalitis ocurre durante los primeros días de vida, de manera que no puede ser considerada transmisible de un ave a otra. Se transmite de los equipos de incubación defectuosos y por suciedad de las instalaciones a los pollos recién nacidos que no tengan todavía cicatrizado el ombligo. (6)

Los pollitos afectados tienen apariencia adormilada o débil, con el plumón alborotado. (6) Entre los síntomas tenemos decaimiento, costra en el ombligo que al levantarse deja una úlcera, cloaca taponada y mal desempeño. (21)

En general parecen ser de inferior calidad y les falta uniformidad. Muchos individuos permanecen cerca de la fuente de calor y son indiferentes al alimento y al agua. A veces hay diarrea. La mortalidad aparece generalmente a las 24 horas y llega al máximo a los 5 a 7 días. (6) La mortalidad es variable, por lo general superior al 10%. (21)

Las lesiones características son ombligos mal cicatrizados, edema subcutáneo, color azulado en los músculos abdominales que rodean el ombligo y parte de la yema no absorbida que suele tener olor putrefacto. Frecuentemente, la yema se rompe y es común la peritonitis. (6)

Se puede hacer un diagnóstico tentativo basado en la historia y lesiones. La presencia de infecciones bacterianas mixtas y la ausencia de agentes patógenos que producen una enfermedad específica se usan para confirmar el diagnóstico. (6)

Para la prevención es necesario incubar huevos limpios y sanos. Correcta desinfección de incubadoras y nacedoras. Adecuada temperatura y humedad de las mismas. Evitar enfriamientos. Temperatura adecuada en la cría. (21)

Un buen manejo y buena higiene en la incubadora y durante los primeros días post-nacimiento son lo único que puede prevenir la onfalitis. Los antibióticos de amplio espectro ayudan a disminuir la mortalidad en los grupos afectados, pero no reemplazan la higiene. (6)

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 MATERIALES

5.1.1 Recursos humanos

- Personal Granja
- Br. Margarita Ramazzini
- Personal laboratorio REPROSA
- Asesores de tesis

5.1.2 De laboratorio

- 20 Lts. de agua peptonada
- 225 cajas de Petri con medio Baird Parker
- 225 cajas de Petri con medio Cetrimida
- Incubadora con $36^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}$
- Calculadora
- Cristalería de laboratorio
- Materiales varios

5.1.3 De campo

- 4 baterías de nidos con 160 nidos cada una
- 90 sacos
- Cuarto cerrado de $3 \times 3 \text{ m}^2$
- 20 quintales de cascarilla de arroz
- 1,398 cc de permanganato de potasio
- 2.70 Lts. de formalina líquida 37%
- Desinfectantes de nidos:
 - 31.68 Lbs. de paraformaldehído al 90%
 - 21.12 Lbs. de formaldehído al 35%
 - 42.24 Lbs. de formaldehído al 16%

- 21.12 Lbs. de N-cloro-4 metilbenceno sulfonamida
- 75 Bolsas pláticas de 10 lbs.
- Marcador permanente
- Carteles de guía de aplicación del desinfectante
- Automóvil

5.1.4 De tipo biológico

- 10,416 aves variedad Hubbard de 42-53 semanas de edad

5.1.5 Centros de referencia

- Laboratorio REPROSA, Villa Nueva, Guatemala
- Laboratorio Ornitopatología, Facultad Medicina Veterinaria y Zootecnia, USAC
- Internet

5.2 MÉTODOS

5.2.1 De Campo

La siguiente investigación de tesis, fue efectuada en una granja ubicada en El Tejar, Chimaltenango. Se ubica en la latitud 14°39'38" y longitud 90°49'10". La precipitación pluvial es de 1587.7 mm., con un clima generalmente templado, pues su temperatura oscila entre los 12.1°C mínima y los 23.7°C máxima. En dicha granja se trabajan con aves reproductoras pesadas. Se emplearon 4 galeras de la granja, en cada galera se destinó un desinfectante de nido con distinto ingrediente activo. Para la aplicación de cada producto utilizado, se siguieron las instrucciones del fabricante.

El material de nido utilizado fue cascarilla de arroz, se tomó una muestra de 2 lbs. para realizar pruebas de laboratorio. En dichas pruebas se determinó que las bacterias *Staphylococcus sp.* y *Pseudomonas sp.* presentaban los niveles más altos de contaminación.

Previo a su ubicación en los nidos, la cascarilla se colocó en sacos para proceder a su desinfección con gas formaldehído. Para dicho propósito se utilizó un cuarto de 3x3 m², en el cual se colocaron aproximadamente 90 sacos parados formando dos filas, uno sobre otro, la dosis utilizada fue de 2x: permanganato de K 40 gr. + formaldehído 37% 80 cc para 2.83 m³. El permanganato se colocó en recipientes plásticos y luego se le aplicó el formaldehído líquido, se esperaron 45 minutos desde que inició la reacción para poder sacar los sacos de cascarilla.

En la galera A se empleó el desinfectante de nido a base de paraformaldehído al 90%, se aplicó al cambio de nido con la dosis de 15 gr. y se realizó una segunda aplicación a los 15 días con la misma dosis.

En la galera B se empleó el desinfectante de nido a base de formaldehído al 35%, se aplicó al cambio de nido con la dosis de 10 gr. y se realizó una segunda aplicación a los 15 días con la misma dosis.

En la galera C se empleó el desinfectante de nido a base de formaldehído al 16%, se aplicó al cambio de nido con la dosis de 10 gr., se realizó una segunda aplicación a los 8 días posteriores a la primera aplicación, una tercera aplicación a los 15 días y una cuarta aplicación a los 21 días, en todas las aplicaciones se uso la misma dosis.

En la galera D se empleó el desinfectante de nido a base de N-cloro-4 metil benceno sulfonamida, se aplicó al cambio de nido con la dosis 10 gr. y se realizó una segunda aplicación a los 15 días con la misma dosis.

En cada galera se ubicó una guía de aplicación en la puerta del tramo #1, de donde se obtuvieron las muestras de cascarilla (Anexo Esquema No. 1-5).

Para la toma de muestras se utilizó la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo # 1 de cada galera por conveniencia, y se tomaron de 2 lbs. de cascarilla de los nidos destinados para dicha prueba, con excepción de la primera muestra que se tomo al azar (Anexo Esquema No. 1 y 6).

Las muestras se tomaron de la siguiente forma:

- 1- Antes de ser fumigada la cascarilla con gas formaldehído
- 2- 24 horas post-aplicación del desinfectante de nido
- 3- 1 semana post-aplicación del desinfectante de nido

- 4- 2 semanas post-aplicación del desinfectante de nido
- 5- 24 horas post segunda aplicación del desinfectante de nido
- 6- 1 semana post segunda aplicación del desinfectante de nido
- 7- 2 semanas post-aplicación del desinfectante de nido, antes de cambiar la cascarilla de los nidos.

Todas las muestras se recolectaron de los mismos nidos, los cuales fueron debidamente identificados y se realizaron tres repeticiones por cada tratamiento (Anexo Esquema No. 7).

Cada muestra se colocó en bolsa plástica de 10 lbs., y se identificó con el siguiente código, según el número de muestra correspondiente:

# MUESTRA	90% Paraformaldehído	35% Formaldehído	16% Formaldehído	N-cloro-4 metil benceno sulfonamida
2 ^a muestra	2.1	2.2	2.3	2.4
3 ^a muestra	3.1	3.2	3.3	3.4
4 ^a muestra	4.1	4.2	4.3	4.4
5 ^a muestra	5.1	5.2	5.3	5.4
6 ^a muestra	6.1	6.2	6.3	6.4
7 ^a muestra	7.1	7.2	7.3	7.4

GUÍA PARA LA APLICACIÓN DEL DESINFECTANTE

- 1- Se colocó la cascarilla de arroz en sacos, los sacos se llenaron a $\frac{3}{4}$ partes de su capacidad. Se apilaron 90 sacos parados en el cuarto de fumigación de $3 \times 3 \text{ m}^2$, se fumigó con formaldehído líquido 900cc + Permanganato de K 466cc. Al iniciar la combustión se tomaron 45 minutos para sacar los sacos del cuarto.
- 2- Se cambió la cascarilla de arroz de los nidos de forma rutinaria el día 25 de cada mes. Se utilizó la cascarilla de arroz previamente fumigada con gas formaldehído,
- 3- Luego de haber cambiado el material de nido, se aplicó el desinfectante correspondiente para cada galera, con la dosis de 10-15 gr. por nido. Se mezcló con

el material del nido, para evitar que quedara el desinfectante encima del nido. Se llevo a cabo el mismo procedimiento con todos los nidos de la galera.

- 4- Se tomó la muestra de nidos 24 horas después de la aplicación del desinfectante. La muestra fue de 2 Lb. y se recolectó de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1 (Anexo Esquema No. 6).
- 5- Se tomó la muestra de nidos 1 semana después de la aplicación del desinfectante. La muestra fue de 2 Lb. y se recolectó de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1 (Anexo Esquema No. 6).
- 6- Se tomó la muestra de nidos antes de aplicar el desinfectante a los 15 días. La muestra fue de 2 Lb. y se recolectó de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1 (Anexo Esquema No. 6).
- 7- Se aplicó el desinfectante a los 15 días posteriores a la primera aplicación, dosis de 10-15 gr. por nido. Se mezcló con el material del nido, para evitar que quedara el desinfectante encima del nido. Se realizó el mismo procedimiento con todos los nidos de la galera.
- 8- Se tomó la muestra de nidos 24 horas después de la segunda aplicación del desinfectante. La muestra fue de 2 Lb. y se recolectó de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1 (Anexo Esquema No. 6).
- 9- Se tomó la muestra de nidos 1 semana después de la segunda aplicación del desinfectante. La muestra fue de 2 Lb. y se recolectó de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1 (Anexo Esquema No. 6).
- 10- Se tomó la muestra de nidos 2 semana después de la segunda aplicación del desinfectante, antes cambiar la cascarilla de arroz. La muestra fue de 2 Lb. y se recolectó de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1 (Anexo Esquema No. 6).

En la galera C que se empleó el desinfectante de nido a base de formaldehído al 16%, se hizo una excepción por indicaciones del fabricante, el producto se aplicó cada 8 días, por lo la cuarta muestra se tomó antes de la tercera aplicación del desinfectante, que fue a los 15 días posteriores a la primera aplicación (Anexo Esquema No. 4).

5.2.2 De laboratorio

- 1- Se homogenizó la muestra de 2 lb. de cascarilla de arroz, se tomaron 25 grs. de dicha muestra, se agregaron 225 ml. de agua peptonada. Esta solución se incubó a $36^{\circ}\text{C} \pm 1$ por 1 hr.
- 2- Se realizaron tres diluciones de la solución anterior con agua peptonada 10^{-2} , 10^{-3} , 10^{-4} , cada dilución se sembró por separado, se tomó 1ml. de la dilución y en la placa se mezcló con 19 ml del medio. Para *Staphylococcus* se utilizó el medio Baird Parker y para *Pseudomonas* se utilizó el medio Cetrimida.
- 3- Estas 6 placas se incubaron por 24 horas a $36^{\circ}\text{C} \pm 1$.
- 4- Los resultados se leyeron por conteo de colonias, dependiendo de la dilución que se tomó se multiplicó el número de colonias contadas por la dilución utilizada.
- 5- El informe se dio como UFC por gr., tomando en cuenta los 25 gr. de la muestra.

El mismo procedimiento se realizó para cada muestra de cascarilla tomada de las cuatro galeras, haciendo un total de 24 placas sembradas por cada toma de muestra.

5.2.3 Análisis estadístico

Los resultados obtenidos del laboratorio se recopilaron en tablas de Excel, por cada tratamiento se utilizaron bloques al azar, se obtuvo un promedio de las repeticiones y para su análisis se utilizó estadística descriptiva, media aritmética y distribución porcentual. Los resultados de los análisis estadísticos se resumieron en gráficas y cuadros para su mejor comprensión (Anexo Tablas y Gráficas).

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Con el desinfectante a base de 90% de paraformaldehído se consiguieron los mejores resultados para controlar el crecimiento de *Pseudomonas sp.*, como se aprecia en la Tabla 1/Gráfica 1, ubicadas en el anexo.

Al analizar los resultados se comprobó que este desinfectante desde las 24 hrs. de su primera aplicación en el nido, logró disminuir la carga original encontrada en la cascarilla sin fumigar de 143,467 UFC/gr a 0 UFC/gr y mantuvo nulo el crecimiento de dicha bacteria durante todo el tratamiento.

Los resultados obtenidos nos demuestran que el desinfectante a base de 90% de paraformaldehído presentó una efectividad de un 100% para controlar el crecimiento de *Pseudomonas sp.*, aunque cabe mencionar que dicho desinfectante presenta una mayor concentración y una dosis más alta que el resto de los desinfectantes puestos a prueba, lo que nos demuestra que para mantener un control adecuado de la bacteria en el campo es menester una concentración elevada al igual que una mayor dosificación.

El desinfectante a base de 35% de formaldehído a las 24 hrs. posteriores a su primera aplicación disminuyó la carga de la cascarilla sin fumigar de 143,467 UFC/gr a 4,767UFC/gr (Anexo Tabla 1/Gráfica1), obteniendo un 96.7% de efectividad para el control de *Pseudomonas sp.* Conforme el transcurso del tratamiento dicho desinfectante no mantuvo su efectividad sobre el crecimiento bacteriano como observamos a los 8 días posteriores a la primera aplicación en donde sólo logró disminuir los niveles de contaminación a la mitad, siendo 143,467 UFC/gr los niveles de la cascarilla sin fumigar en comparación con 67,700 UFC/gr obtenidas a los 8 días, generando solo un 52.8% de efectividad. De igual forma ocurrió con los resultados obtenidos a los 15 días posteriores a la primera aplicación donde se destaca nuevamente la reducción de efectividad a 16.5%. En el resto del tratamiento el desinfectante a base de 35% de formaldehído se comportó de igual forma, disminuyendo su efectividad con el transcurso del tiempo y uso del nido por las aves.

En los resultados generados por el desinfectante a base de 16% de formaldehído, tenemos que se comportó de forma similar al desinfectante anterior en el transcurso de los primeros 15 días del tratamiento. A las 24 hrs. posteriores a la primera aplicación redujo los niveles de *Pseudomonas sp.* a 0 UFC/gr, a los 8 días a 100 UFC/gr y a los 15 días a 93,367 UFC/gr (Anexo Tabla 1/Gráfica1) con una efectividad de 100%, 99% y 34.9% respectivamente. Es importante mencionar que este desinfectante, siguiendo instrucciones del fabricante, se debe aplicar cada 8 días por lo que su efectividad puede ser un poco mejor debido a su redosificación semanal. Aunque en los últimos 15 días del tratamiento este desinfectante no mantuvo los niveles de *Pseudomonas sp.* por debajo de los encontrados en la cascarilla sin fumigar.

Con los resultados obtenidos los últimos 15 días del tratamiento en los dos desinfectantes anteriores, nos hace pensar que tal vez sea necesario un recambio de material a la mitad del tratamiento para mantener su efectividad.

Es importante mencionar que el gas de formaldehído se ha usado para reducir la contaminación en las cáscaras de los huevos desde hace muchos años. (16)

A las 24 hrs. post-aplicación el desinfectante a base de N- cloro-4 metil benceno sulfonamida logró reducir la carga de 143,1674 UFC/gr encontrada en la cascarilla sin fumigar a 47,000 UFC/gr, tenemos que a los 8 días logró reducir la carga a 11,800 UFC/gr (Anexo Tabla 1/Gráfica1) generando un 91.8% de efectividad. En los últimos 15 días encontramos que este desinfectante no controló el crecimiento de *Pseudomonas sp.* debido a que para esta fecha sobrepasó los niveles de la cascarilla sin fumigar. La redosificación de este desinfectante recomendada por el fabricante es a las 3 o 4 semanas, en esta investigación por factores de aplicación y unificación de resultados se redosificó a las dos semanas.

Se demostró que la redosificación de este desinfectante es necesaria a los 15 días, debido a que había disminuido su efectividad y con la segunda redosificación pudo nuevamente aumentar su efectividad y controlar la bacteria, lo cual se puede observar en los resultados obtenidos a las 24 hrs. posteriores a la segunda aplicación donde se obtuvo una efectividad de un 98% y a los 8 días de un 69%.

Para el control de *Staphylococcus sp.* en el material de nido se obtuvieron los mejores resultados nuevamente con el desinfectante a base de 90% de paraformaldehído (Anexo Tabla 2/Gráfica 2). Tenemos que a las 24 hrs. posteriores a la primera aplicación consiguió disminuir la carga de 42,033 UFC/gr encontrada en la cascarilla sin fumigar a 15,333 UFC/gr presentando un 63.5% de efectividad, a los 8 días posteriores redujo la carga a 1,367 UFC/gr obteniendo un 96.7% de efectividad, a los 15 días bajo nuevamente la carga a 107 UFC/gr, aumentando su efectividad a 99.7%. Luego de la segunda aplicación el desinfectante mantuvo su efectividad por arriba del 90% y el máximo de colonias desarrolladas en el material de nido fue de 4,033 UFC/gr, cifra que representa menos de la décima parte de las colonias encontradas en la cascarilla sin fumigar.

En lo que respecta a los desinfectantes a base de 35% y 16% de formaldehído consiguieron controlar el crecimiento de *Staphylococcus sp.* a las 24 hrs. posteriores a la primera aplicación donde lograron disminuir la carga de 42,033 UFC/gr de la cascarilla sin fumigar a 833UFC/gr y 2,367UFC/gr respectivamente (Anexo Tabla 2/Gráfica 2). En el resto del tratamiento ninguno de los dos desinfectantes mencionados controló en forma adecuada el crecimiento de *Staphylococcus sp.*; los niveles se mantuvieron por encima de los 42,033 UFC/gr presentados por la cascarilla sin fumigar.

Nos hace pensar en la posibilidad que las aves presentaban una carga elevada de *Staphylococcus sp.* que contribuía con los niveles altos obtenidos del material de nido, dificultando de esta manera la acción del desinfectante.

Pizarro menciona que la mayoría de los estafilococos se consideran flora normal, incluso son beneficiosos, ya que su presencia interfiere el crecimiento de posibles patógenos mediante exclusión competitiva. Al mismo tiempo el autor indica que, tiene cierto interés el estudio de la susceptibilidad genética, pues hoy día se sabe que existen diferencias significativas en algunas líneas de aves.

Con el desinfectante a base de N- cloro-4 metil benceno sulfonamida, en lo que respecta al control de *Staphylococcus sp.* se obtuvieron resultados que demuestran que no es efectivo para el control de esta bacteria, se puede apreciar que desde las 24 hrs. de su aplicación no logró disminuir la carga de la cascarilla sin fumigar 42,033 UFC/gr sino que por el contrario aumento a 48,633 UFC/gr, siguieron aumentando los niveles con el transcurso del tratamiento como se observa en la Tabla 2/Gráfica 2, ubicadas en el anexo. No se obtuvieron mejores resultados con la redosificación a los 15 días, ya que en las últimas dos semanas del tratamiento la carga triplico los niveles de la cascarilla sin fumigar y se mantuvo por encima de las 137,533 UFC/gr en lo que quedó del tratamiento.

McCallister señala que los pisos con material orgánico consumen el rendimiento del cloro, haciéndolo ineficaz. Cabe mencionar que en ciertos nidos utilizados para la recolección de la muestra se encontraron cantidades mínimas de materia fecal, lo cuales pudieron contaminarse con las heces encontradas en patas y plumas de las aves, aunque es importante recalcar que este hallazgo se encontró en las cuatro galeras de la prueba lo que demuestra que todos los desinfectantes se encontraban bajo iguales condiciones.

Ilender Corporation se refiere que al utilizar un desinfectante la materia orgánica es oxidada y es destruida la flora bacteriana de su superficie pero no siempre se permite la penetración del desinfectante dentro de su masa, donde se alojan gérmenes infecciosos que no son exterminados, porque se ha constituido para ellos una defensa y en esta forma se establece un reservorio.

El hecho de hacer uso de un desinfectante no significa tener con él un 100% del control de un problema infeccioso; es necesario evaluarlo periódicamente y frente a diferentes tipos de retos. Hay que considerar que de acuerdo a las pautas de bioseguridad, es muy importante detectar a tiempo la presencia de nuevos agentes microbianos mutantes y/o comprobar frente a ellos la eficacia del desinfectante así como frente a materia orgánica, agentes fungosos o virales para hacer los ajustes del caso, si ellos fueran procedentes. Mientras un desinfectante se está desempeñando eficazmente no procede su rotación. (12)

El siguiente punto sería determinar la carga bacteriana máxima, tanto para *Staphylococcus sp.* como para *Pseudomonas sp.*, que se encuentra en la cascarilla en forma rutinaria sin el uso de desinfectante para poder determinar si los datos obtenidos en este trabajo de investigación se encuentran dentro de los parámetros normales. Al mismo tiempo también se podría determinar como afecta la carga bacteriana encontrada en la cáscara del huevo y su impacto sobre los nacimientos y supervivencia de los pollos de un día.

VII. CONCLUSIONES

- 1- La mayor efectividad obtenida por los desinfectantes para controlar la carga bacteriana de *Pseudomona sp.* es el desinfectante a base de 90% de paraformaldehído que mantuvo constante su acción bacteriana durante todo el tratamiento.
- 2- Se estableció que es necesaria una redosificación de todos los desinfectantes a los 15 días posteriores a la primera aplicación debido a que disminuyen su acción contra las bacterias.
- 3- Para el control de *Pseudomona sp.* tenemos como alternativa los desinfectantes a base de 35% de formaldehído y 16% de formaldehído, ya que ambos pudieron controlar en forma adecuada la bacteria.
- 4- El desinfectante a base de N-cloro-4 metil benceno sulfonamida fue eficaz para el control de *Pseudomona sp.* pero es necesario tomar en cuenta la redosificación a los 15 días ya que se pudo observar como disminuye la eficacia de la primera aplicación.
- 5- En lo que respecta al control de *Staphylococcus sp.* se comprobó que solo el desinfectante a base de 90% de paraformaldehído es eficaz para mantener bajos los niveles de esta bacteria.
- 6- Al utilizar cualquier desinfectante en el campo es importante determinar la carga bacteriana que se encuentra en el ambiente y su comportamiento para poder reajustar la dosificación y frecuencia de utilización.

VIII. RECOMENDACIONES

- 1- Cambiar por lo menos una vez al mes el material de nido, debido a que en este se conserva la contaminación, por presencia de materia orgánica, lo que dificulta la eficacia del desinfectante.
- 2- Aumentar la dosificación de los desinfectantes a base de formaldehído (en las concentraciones de 35% y 16%) para que mantengan la carga bacteriana baja.
- 3- Determinar la carga bacteriana máxima, tanto previo como posteriormente a un tratamiento.
- 4- Fumigar en forma adecuada la cascarilla que ingresa a la granja, para disminuir la carga bacteriana previo a su colocación en el nido.
- 5- Desinfectar adecuadamente los huevos fértiles previo a incubarlos debido a que en el nido podría haber presencia de heces con o sin el uso de desinfectante lo que aumentaría el riesgo de supervivencia del pollito.
- 6- En otros estudios se podría establecer como afecta la carga bacteriana encontrada en la cáscara del huevo y su impacto sobre los nacimientos y supervivencia de los pollos de un día.
- 7- Realizar un estudio con cascarilla de arroz colocada en el nido sin el uso de desinfectantes pero con recambios frecuentes durante el mes para comparar los costos de la cascarilla y los de un desinfectante.

IX. RESUMEN

En el presente trabajo de investigación se pusieron a prueba cuatro desinfectantes recomendados para desinfección de material de nido, en este caso nidos de reproductoras pesadas. Los desinfectantes presentaban distinto ingrediente activo (paraformaldehído, formaldehído y N-cloro-4 metil benceno sulfonamida) o concentración del mismo (formaldehído al 35% y 16%). Se tomaron cuatro galeras y se utilizó al azar un desinfectante en cada una. El tratamiento se realizó en un período de 30 días y se efectuaron tres repeticiones.

El material de nido a utilizar fue la cascarilla de arroz, de la cual se tomo una muestra al azar para analizar la carga de contaminación. En base al análisis se obtuvieron niveles de *Staphylococcus sp.* y *Pseudomonas sp.*

Los resultados derivados son:

- Los niveles de *Pseudomonas sp.* fueron controlados por todos los desinfectantes utilizados, pero se destaca el desinfectante a base de 90% de paraformaldehído, el cual impidió el crecimiento de la bacteria durante todo el tratamiento.
- Los desinfectantes a base de 35% de formaldehído, 16% de formaldehído y N-cloro-4 metil benceno sulfonamida disminuyen su efecto a los 15 días posteriores a su aplicación, siendo necesaria una segunda dosificación para mantener su efectividad.
- El único desinfectante capaz de controlar el crecimiento de *Staphylococcus sp.* fue el desinfectante a base de 90% de paraformaldehído, el cual mantuvo durante el tratamiento los niveles de la bacteria por debajo de los encontrados en la cascarilla sin fumigar.

Con base a los resultados anteriores se concluyó que el desinfectante a base de 90% de paraformaldehído proporciona la mejor efectividad para el control bacteriano tanto para *Pseudomonas sp.* como para *Staphylococcus sp.* en comparación con los otros desinfectantes sometidos a prueba en esta investigación.

X. BIBLIOGRAFÍA

- 1- Acuña, A. 2002. Enfermedades transmitidas por alimentos en Uruguay. Pp. 97-100 (en línea) Consultado 3 ago. 2004. Disponible en <http://www.ops.org.uy/pdf/aureus.pdf>.
- 2- Altman, M. 1997. Avian Medicine and Surgery. Philadelphia, Pennsylvania, E.U. W.B. Saunders Company. 1070p.
- 3- Aranda. Salud animal. s.f. (en línea) Consultado 4 ago. 2004. Disponible en <http://www.arandalab.com.mx/aves.asp>
- 4- Del Pino, R. 2000. Contaminación de los huevos fértiles (en línea) Consultado 14 sept. 2004. Disponible en http://www.geocities.com/raydelpino_2000/contaminacionhuevosfertiles.html
- 5- Díaz, B. 2004. Cloro (en línea) Consultado 4 ago. 2004. Disponible en <http://www.prodigyweb.net.mx/degcorp/Quimica/Cloro.htm>
- 6- Enfermedades bacterianas. s.f. (en línea) Consultado 4 ago. 2004. Disponible en <http://www.ppcavenezuela.com.ve/va/articulos/e30p9.htm>
- 7- ¿En qué parte del huevo se encuentran las bacterias?. s.f. (en línea) Consultado 15 sept. 2004. Disponible en <http://www.panalimentos.org/panalimentos/educacion/educacion1.asp?cd=312&id=99>
- 8- Formaldehído. 2004. (en línea) Consultado 4 ago. 2004. Disponible en <http://www.uv.es/~vicalegr/PTindex/PTformol.html>
- 9- Hincapié, J.; Rodas, R. 2001. Manual de explotación de gallinas ponedoras. (en línea) Consultado 14 sept. 2004. Disponible en <http://www.sia.net.ni/DescargarContenido.do?documento=50>
- 10-Hubbard, S. 2002. Keys to successful handling of hatching eggs (en línea) Consultado 15 sept. 2004. Disponible en <http://msucares.com/pubs/infosheets/ is1638.pdf>
- 11- Iáñez, E. 1998. Acción de los agentes químicos sobre las bacterias (en línea) consultado 14 sept. 2004. Disponible en http://www.biologia.edu.ar/microgeneral/micro-ianez/19_micro.html
- 12-llender corporation. Acerca de la rotación de los desinfectantes. s.f. (en línea) Consultado 2 ago. 2004. Disponible en <http://www.engormix.com/nuevo/prueba/areadeavicatura1.asp?valor=276>
- 13-Intervet. s.f. Manual de pollo de engorde y gallinas de postura (en línea) Consultado 14 sept. 2004. Disponible en <http://www.ceba.com.co/pollo1.htm>

14-Ledoux, L. 2002. Hatching egg sanitation beyond the myths. USA. World Poultry, Vol. 18, Nov-10 '02. Pp. 34-35.

15-Leeson, S. La producción de pollos parrilleros del futuro: desde la bioseguridad hasta el control de la contaminación. s.f. (en línea) Consultado 4 ago. 2004. Disponible en http://www.engormix.com/nuevo/prueba/alltech_notas.asp?valor=221

16-Limpieza, desinfección y almacenaje de los huevos fértiles, clave para producir pollitos sanos. s.f. (en línea) Consultado 2 ago. 2004. Disponible en <http://www.a-campo.com/espanol/avicultura/avicul5.htm>

17-Márquez, F. Sistema de gestión para el manejo de sustancias químicas y residuos tóxicos. s.f. (en línea) Consultado 24 mar. 2004. Disponible en <http://www2.udec.cl/sqrt/fich/FORMALD.htm> y <http://www2.udec.cl/sqrt/fich/CLORO.html>

18-McCallister, M. Desinfección de porquerizas. s.f. (en línea) Consultado 2 ago. 2004. Disponible en <http://www.engormix.com/nuevo/prueba/colaboraciones.asp?valor1=257>

19-Microbiología (outside). Esterilización (en línea) Consultado 14 sept. 2004. Disponible en <http://www.microbiologia.com.ar/bacteriologia/esterilizacion.php>

20-Moret, O. 1990. Contribución al Estudio de los Efectos Tóxicos del formaldehído. (en línea) Consultado 4 ago. 2004. Disponible en <http://www.complucad.com/king/kfrolga.htm>

21-Novartis. 2003. Onfalitis. Colombia, Novartis, S.A. - Sanidad Animal (en línea) Consultado 2 ago. 2004. Disponible en <http://ah.novartis.com.co/htm/detalle.php?pagina=enfermedad&nomenf=Onfalitis&subsec=15>

22-Paraformaldehído. 1994. (en línea) Consultado 3 ago. 2004. Disponible en <http://www.mtas.es/insht/pcsnspn/nspn0767.htm>

23-Pizarro, M. Estafilococias en aves, con especial referencia a problemas de cría. Selecciones Avícolas, patología. s.f. Pp. 220-224 (en línea) Consultado 5 ago. 2004. Disponible en <http://www.avicultura.com/docsav/SA2002Sep620-624.pdf>

24-Ritchie, H. 1994. Avian Medicine, Principles and Application. Florida, E.U. Publishing, Inc. 1384p.

25-Rodríguez, E. s.f. La desinfección como práctica útil en la lucha contra las infecciones animales (en línea) Consultado 14 sept. 2004. Disponible en http://ourworld.compuserve.com/homepages/Academia_Veterinaria/news26.htm

26-Rodríguez, J. 2004. La eficacia preventiva del lavado de huevos (en línea) Consultado 15 sept. 2004. Disponible en <http://www.consumaseguridad.com/web/es/investigacion/2004/02/25/11038.php>

27-Sarda, R.; Vidal, A. 2001. Desinfección de huevos fértiles antes de la incubación (en línea) Consultado 14 sept. 2004. Disponible en http://www.iaa.cu/teminc_03.htm

28-Scope. 2003. Infecciones De Huesos Y Articulaciones. Programa De Actualización Continua Para Infectología (en línea) Consultado 5 ago. 2004. Disponible en http://www.drscope.com/pac/infecto-1/a3/in1a3_p13.htm

29-Scope. 2003. Infecciones Nosocomiales. Programa De Actualización Continua Para Infectología (en línea) Consultado 3 ago. 2004. Disponible en http://www.drscope.com/pac/infecto-1/c1/in1c1_p31.htm#cloro

30-Todar, K. 2004. *Pseudomonas aeruginosa* (en línea) Consultado 6 ago. 2004. Disponible en <http://textbookofbacteriology.net/pseudomonas.html>

31-Todar, K. 2004. *Staphylococcus* (en línea) Consultado 3 ago. 2004. Disponible en <http://textbookofbacteriology.net/staph.html>

32-Tomo III: Catálogo de Estándares Ambientales. 1995. Cloro. (en línea) Consultado 14 sept. 2004. Disponible en <http://media.payson.tulane.edu:8086/spanish/envsp/Vol314i.htm>

33-Tratamiento de huevos. 2004. (en línea) Consultado 2 ago. 2004. Disponible en http://www.agrobit.com.ar/Microemprendimientos/cria_animales/avicultura/MI000008av.htm

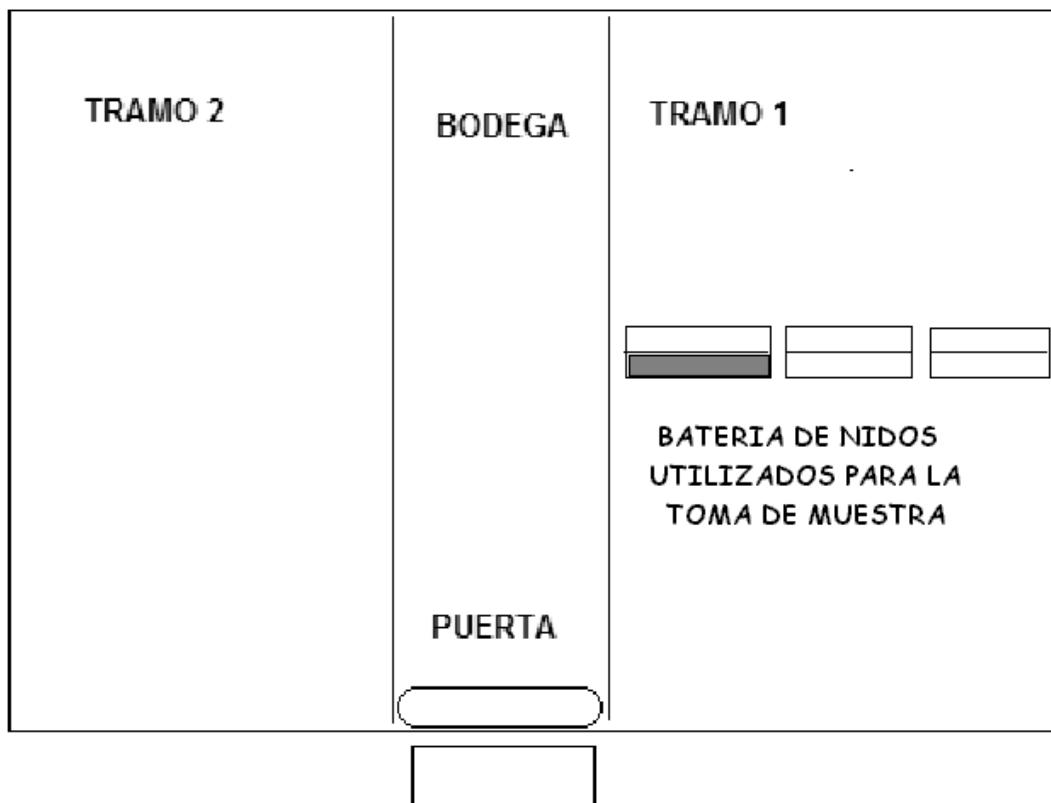
34-Velasco, M. Bacterias de Interés Veterinario. s.f. (en línea) Consultado 5 ago. 2004. Disponible en <http://www.monografias.com/trabajos/bactevet/bactevet.shtml>

35-White, D. 2002. Antimicrobial Susceptibilities of *Staphylococcus aureus* Isolated from Commercial Broilers in Northeastern Georgia. Avian Diseases. (E.U.) Vol. 47, No. 1: pp. 203–210 (en línea) Consultado 5 ago. 2004. Disponible en <http://www.bioone.org/bioone/?request=get-abstract&issn=0005-2086&volume=047&issue=01&page=0203>

XI. ANEXOS

11.1 ESQUEMAS

- Esquema No. 1

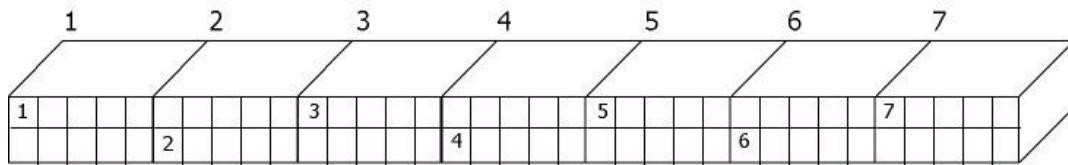


- Esquema No. 2

Guía de Aplicación del Desinfectante de Nido
Galera A
Desinfectante a Utilizar: Paraformaldehído al 90%

- 1- Cambiar la cascarilla de arroz de los nidos de forma rutinaria el día 25 de cada mes. Utilizando cascarilla de arroz previamente fumigada con gas formaldehído.
- 2- Luego de haber cambiado el material de nido, aplicar el desinfectante **Paraformaldehído al 90%** con la dosis de 15 gr. por nido. Utilizar vasito proporcionado para medir los 15 gr. del y **Paraformaldehído al 90%** mezclarlo con el material del nido, evitando que quede el desinfectante encima del nido. Realizar el mismo procedimiento con todos los nidos de la galera.
- 3- Tomar muestra de nidos 24 hrs. después de la aplicación del **Paraformaldehído al 90%**. La muestra debe ser de 2 Lbr. y recolectarse de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1, siguiendo la guía siguiente:

**guía para la toma de muestra
de la cama de nidos**



- 4- Tomar muestra de nidos 1 semana después de la aplicación del **Paraformaldehído al 90%**. La muestra debe ser de 2 Lbr. y recolectarse de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1. Siguiendo la guía.
- 5- Tomar muestra de nidos antes de aplicar el desinfectante a los 15 días. La muestra debe ser de 2 Lbr. y recolectarse de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1. Siguiéndola guía.
- 6- Aplicar el desinfectante **Paraformaldehído al 90%** a los 15 días posteriores a la primera aplicación, dosis de 15 gr. por nido. Utilizar vasito proporcionado para medir los 15 gr. del **Paraformaldehído al 90%** y mezclarlo con el material del nido, evitando que quede el desinfectante encima del nido. Realizar el mismo procedimiento con todos los nidos de la galera.
- 7- Repetir el procedimiento por 3 meses hasta que salga el lote de aves.

• Esquema No. 3

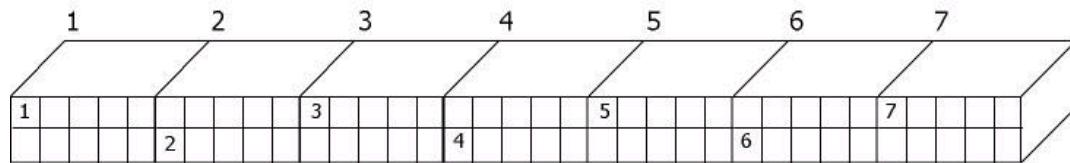
Guía de Aplicación del Desinfectante de Nido

Galera B

Desinfectante a Utilizar: **Formaldehído al 35%**

- 1- Cambiar la cascarilla de arroz de los nidos de forma rutinaria el día 25 de cada mes. Utilizando cascarilla de arroz previamente fumigada con gas formaldehído.
- 2- Luego de haber cambiado el material de nido, se aplicará el desinfectante **Formaldehído al 35%** con la dosis de 10 gr. por nido. Utilizar el vasito proporcionado para medir los 10 gr. del **Formaldehído al 35%** y mezclarlo con el material del nido, evitando que quede el desinfectante encima del nido. Realizar el mismo procedimiento con todos los nidos de la galera.
- 3- Tomar muestra de nidos 24 hrs. después de la aplicación del **Formaldehído al 35%** . La muestra debe ser de 2 Lbr. y recolectarse de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1, siguiendo la guía siguiente:

**guía para la toma de muestra
de la cama de nidos**



- 4- Tomar muestra de nidos 1 semana después de la aplicación del **Formaldehído al 35%**. La muestra debe ser de 2 Lbr. y recolectarse de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1. Siguiendo la guía.
- 5- Tomar muestra de nidos antes de aplicar el desinfectante a los 15 días. La muestra debe ser de 2 Lbr. y recolectarse de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1. Siguiéndola guía.
- 6- Aplicar el desinfectante **Formaldehído al 35%** a los 15 días posteriores a la primera aplicación, dosis de 10 gr. por nido. Utilizar vasito proporcionado para medir los 10 gr. del **Formaldehído al 35%** y mezclarlo con el material del nido, evitando que quede el desinfectante encima del nido. Realizar el mismo procedimiento con todos los nidos de la galera.
- 7- Repetir el procedimiento por 3 meses hasta que salga el lote de aves.

• Esquema No. 4

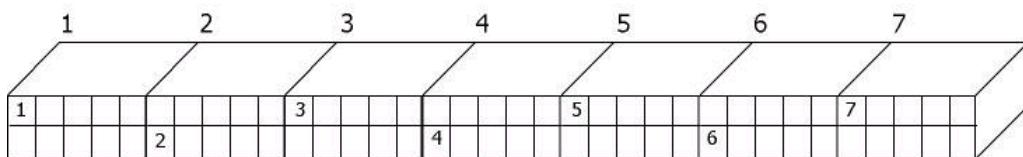
Guía de Aplicación del Desinfectante de Nido

Galera C

Desinfectante a Utilizar: **Formaldehído al 16%**

- 1- Cambiar la cascarilla de arroz de los nidos de forma rutinaria el día 25 de cada mes. Utilizando cascarilla de arroz previamente fumigada con gas formaldehído.
- 2- Luego de haber cambiado el material de nido, aplicar el desinfectante **Formaldehído al 16%** en la dosis de 10 gr. por nido. Utilizar vasito proporcionado para medir los 10 gr. del **Formaldehído al 16%** y mezclarlo con el material del nido, evitando que quede el desinfectante encima del nido. Realizar el mismo procedimiento con todos los nidos de la galera.
- 3- Tomar muestra de nidos 24 hrs. después de la aplicación del **Formaldehído al 16%**. La muestra debe ser de 2 Lbr. y recolectarse de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1, siguiendo la guía siguiente:

**guía para la toma de muestra
de la cama de nidos**



- 4- Realizar la segunda aplicación del desinfectante **Formaldehído al 16%** “una semana después” de la primera aplicación, con la dosis de 10 gr. por nido. Utilizar vasito proporcionado para medir los 10 gr. del **Formaldehído al 16%** y mezclarlo con el material del nido, evitando que quede el desinfectante encima del nido. Realizar el mismo procedimiento con todos los nidos de la galera.
- 5- Tomar muestra de nidos antes de la tercera aplicación del desinfectante, a los 15 días posteriores a la primera aplicación. La muestra debe ser de 2 Lbr. y recolectarse de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1. Siguiéndola guía.
- 6- Realizar la tercera aplicación del desinfectante **Formaldehído al 16%** “a los 15 días posteriores” a la primera aplicación, dosis de 10 gr. por nido. Utilizar vasito proporcionado para medir los 10 gr. del **Formaldehído al 16%** y mezclarlo con el material del nido, evitando que quede el desinfectante encima del nido. Realizar el mismo procedimiento con todos los nidos de la galera.
- 7- Realizar la cuarta aplicación del desinfectante **Formaldehído al 16%** “a los 21 días posteriores” a la primera aplicación, dosis de 10 gr. por nido. Utilizar vasito proporcionado para medir los 10 gr. del **Formaldehído al 16%** y mezclarlo con el material del nido, evitando que quede el desinfectante encima del nido. Realizar el mismo procedimiento con todos los nidos de la galera.
- 8- Repetir el procedimiento por 3 meses hasta que salga el lote de aves.

• **Esquema No. 5**

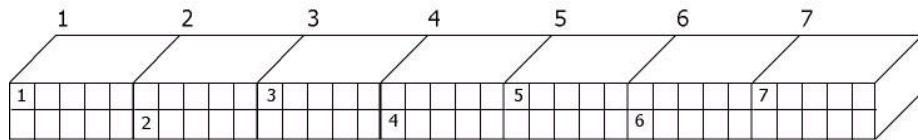
Guía de Aplicación del Desinfectante de Nido

Galera D

Desinfectante a Utilizar: **N-cloro-4 metil benceno sulfonamida**

- 1- Cambiar la cascarilla de arroz de los nidos de forma rutinaria el día 25 de cada mes. Utilizando cascarilla de arroz previamente fumigada con gas formaldehído.
- 2- Luego de haber cambiado el material de nido, aplicar el desinfectante utilizado en toda la granja formaldehído al 35%, con dosis de 10 gr. a todos los nidos de la galera con **EXCEPCIÓN** de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1, ya que en ésta se aplicará el desinfectante **N-cloro-4 metil benceno sulfonamida**.
- 3- A la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1 se aplicará el desinfectante **N-cloro-4 metil benceno sulfonamida** con la dosis de 10 gr. por nido. Utilizar vasito proporcionado para medir los 10 gr. de **N-cloro-4 metil benceno sulfonamida** y mezclarlo con el material del nido, evitando que quede el desinfectante encima del nido. Realizar dicho procedimiento a toda la batería de 10 nidos del tramo #1 que queda pegado a la puerta.
- 4- Tomar muestra de nidos 24 hrs. después de la aplicación de **N-cloro-4 metil benceno sulfonamida**. La muestra debe ser de 2 Lbr. y recolectarse de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1, siguiendo la guía siguiente:

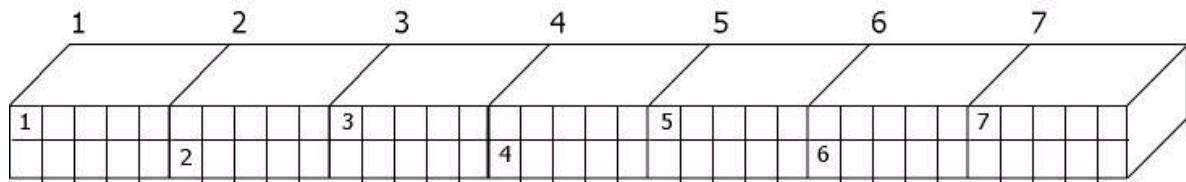
**guía para la toma de muestra
de la cama de nidos**



- 5- Tomar muestra de nidos 1 semana después de la aplicación de **N-cloro-4 metil benceno sulfonamida**. La muestra debe ser de 2 Lbr. y recolectarse de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1. Siguiendo la guía.
- 6- Tomar muestra de nidos antes de aplicar el desinfectante a los 15 días. La muestra debe ser de 2 Lbr. y recolectarse de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1. Siguiéndola guía.
- 7- Aplicar el desinfectante utilizado en toda la granja formaldehído al 35% a los 15 días posteriores a la primera aplicación, con dosis de 10 gr. a todos los nidos de la galera con **EXCEPCIÓN** de la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1, ya que en ésta se aplicará el desinfectante **N-cloro-4 metil benceno sulfonamida**.
- 8- A la batería de nidos que queda pegada a la puerta del tramo #1 se aplicará el desinfectante **N-cloro-4 metil benceno sulfonamida** a los 15 días posteriores a la primera aplicación, con la dosis de 10 gr. por nido. Utilizar vasito proporcionado para medir los 10 gr. de **N-cloro-4 metil benceno sulfonamida** y mezclarlo con el material del nido, evitando que quede el desinfectante encima del nido. Realizar dicho procedimiento a toda la batería de 10 nidos del tramo #1 que queda pegado a la puerta.
- 9- Repetir el procedimiento por 3 meses hasta que salga el lote de aves.

• Esquema No. 6

guía para la toma de muestra
de la cama de nidos



• Esquema No. 7

CRONOGRAMA DE TOMA DE MUESTRAS DE NIDOS
UTILIZADOS PARA INVESTIGACIÓN DE DESINFECTANTES

No.	MUESTRA	1 ^a Repetición	2 ^a Repetición	3 ^a Repetición
1	Cascarilla sin fumigar			
2	24 hrs después de aplicar producto galera 2: Paraformal. al 90% galera 3: Formaldehído al 35% galera 4: Formaldehído al 16% galera 5: N-cloro-4 metil b.			
3	Una semana después galera 2: Paraformal. al 90% galera 3: Formaldehído al 35% galera 4: Formaldehído al 16% galera 5: N-cloro-4 metil b.			
4	Dos semanas después galera 2: Paraformal. al 90% galera 3: Formaldehído al 35% galera 4: Formaldehído al 16% galera 5: N-cloro-4 metil b.			
5	24 hrs después de segunda aplicación galera 2: Paraformal. al 90% galera 3: Formaldehído al 35% galera 4: Formaldehído al 16% galera 5: N-cloro-4 metil b.			
6	Una semana después galera 2: Paraformal. al 90% galera 3: Formaldehído al 35% galera 4: Formaldehído al 16% galera 5: N-cloro-4 metil b.			
7	Dos semanas después galera 2: Paraformal. al 90% galera 3: Formaldehído al 35% galera 4: Formaldehído al 16% galera 5: N-cloro-4 metil b.			

NOTA: La muestra debe ser de 2 lbs. de cascarilla tomada de cada galera y de los nidos utilizados para la investigación, con excepción de las dos primeras muestras que se pueden tomar de un saco.

11.2 TABLAS Y GRÁFICAS

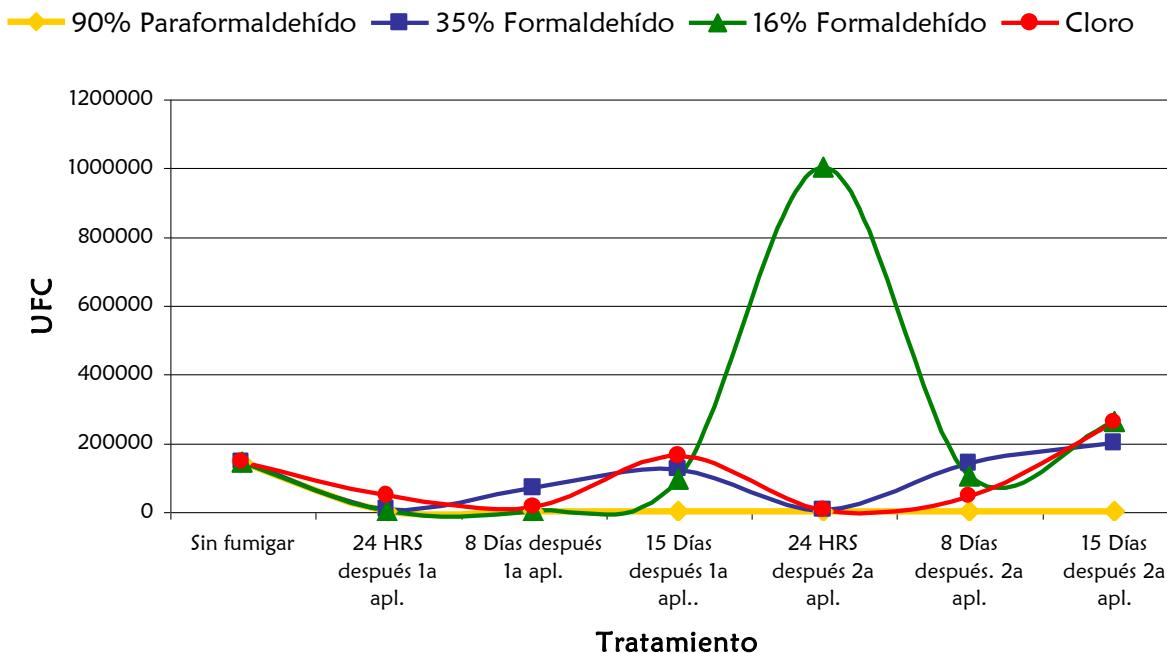
- **Tabla 1**

Promedio de niveles de contaminación para *Pseudomonas sp.* detectados en el material de nido

TRATAMIENTO Muestra: Cascarilla de Arroz	90% Paraformaldehído (UFC/gr)	35% Formaldehído (UFC/gr)	16% Formaldehído (UFC/gr)	N-cloro-4 metil benceno sulfonamida (UFC/gr)
Sin fumigar	143467	143467	143467	143467
24 HRS después 1 ^a apl.	0	4767	0	47000
8 Días después 1 ^a apl.	0	67700	100	11800
15 Días después 1 ^a apl..	0	119733	93367	162333
24 HRS después 2 ^a apl.	0	3933	1000000	3200
8 Días después. 2 ^a apl.	0	140000	103000	44300
15 Días después 2 ^a apl.	0	200000	262167	259033

- **Gráfica 1**

Promedio de niveles de contaminación para *Pseudomonas sp.* detectados en el material de nido



• Tabla 2

Promedio de niveles de contaminación para *Staphylococcus sp.* detectados en el material de nido

TRATAMIENTO Muestra: Cascarilla de Arroz	90% Paraformaldehído (UFC/gr)	35% Formaldehído (UFC/gr)	16% Formaldehído (UFC/gr)	N-cloro-4 metil benceno sulfonamida (UFC/gr)
Sin fumigar	42033	42033	42033	42033
24 HRS después 1 ^a apl.	15333	833	2367	48633
8 Días después 1 ^a apl.	1367	226667	92000	96233
15 Días después 1 ^a apl..	107	4467	187267	168000
24 HRS después 2 ^a apl.	567	74533	103033	137533
8 Días después. 2 ^a apl.	4033	84867	37633	151400
15 Días después 2 ^a apl.	0	89100	210433	160480

• Gráfica 2

Promedio de niveles de contaminación para *Staphylococcus sp.* detectados en el material de nido

