

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

**COMPARACIÓN DE DOS PRODUCTOS (FORMALDEHÍDO Y  
PARAFORMALDEHÍDO) USADOS EN LA DESINFECCIÓN DE CAMA DE NIDOS EN  
GRANJA DE AVES REPRODUCTORAS Y EL EFECTO DE CADA UNO SOBRE EL  
PORCENTAJE DE INCUBABILIDAD.**

**FANTINA MARÍA GUILLERMO ARGUETA**  
**GUATEMALA, MARZO DE 2005**

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

**COMPARACIÓN DE DOS PRODUCTOS (FORMALDEHÍDO Y  
PARAFORMALDEHÍDO) USADOS EN LA DESINFECCIÓN DE CAMA DE NIDOS EN  
GRANJA DE AVES REPRODUCTORAS Y EL EFECTO DE CADA UNO SOBRE EL  
PORCENTAJE DE INCUBABILIDAD.**

**TESIS**

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

**Por**

**Fantina María Guillermo Argueta**

**Al conferírsele el Grado Académico de**

**MÉDICO VETERINARIO**

**Guatemala, marzo de 2,005**

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

DECANO	Dr. M.V. Mario Llerena
SECRETARIA	Dra. M.V. Beatriz Santizo
VOCAL PRIMERO	Lic. Zoot. Carlos Saavedra
VOCAL SEGUNDO	Dr. M.V. Fredy González
VOCAL TERCERO	Dr. M.V. Edgar Bailey
VOCAL CUARTO	Br. Estuardo Ruano
VOCAL QUINTO	Br. Daniel Barrios

**ASESORES**

Dra. M.V. Lucero Serrano  
Dra. M.V. Blanca de Romillo  
Dr. M.V. Jaime Méndez

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento a lo establecido por los estatutos de la Universidad de San Carlos de Guatemala presento a consideración de Ustedes el trabajo de tesis titulado

**COMPARACIÓN DE DOS PRODUCTOS (FORMALDEHÍDO Y  
PARAFORMALDEHÍDO) USADOS EN LA DESINFECCIÓN DE CAMA DE NIDOS EN  
GRANJA DE AVES REPRODUCTORAS Y EL EFECTO DE CADA UNO SOBRE EL  
PORCENTAJE DE INCUBABILIDAD.**

Aprobado por la Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia  
como requisito previo a optar el título profesional de

**MÉDICO VETERINARIO**

## ACTO QUE DEDICO

- A DIOS Por todas sus bendiciones y por permitirme culminar mis estudios.
- A MIS PADRES Erwin Guillermo de León  
Susana Aracely Argueta Carrillo  
Por todo el apoyo y amor que me han dado
- A MI PADRINO Sergio Zipacná de León Rodríguez (†)  
Por ser un padre más para mi
- A MIS ABUELITAS María Emma de León Arévalo (†)  
María Estela Carrillo Herrera  
Gracias por sus consejos y cuidados
- A MI FAMILIA Con sincero cariño
- A MIS AMIGOS Con gran aprecio y cariño
- A MIS CATEDRÁTICOS Por todos los conocimientos que me transmitieron
- A MIS COMPAÑEROS DE PROMOCIÓN Por su cariño, apoyo y por todos esos inolvidables momentos.

## **AGRADECIMIENTOS**

A DIOS

A MI FAMILIA, por creer en mí y apoyarme siempre

A MI PATRIA

A LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

A LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

A MIS ASESORES

A INDUSTRIAS AVÍCOLAS INTEGRADAS, S.A., por brindarme el apoyo necesario en la realización del presente trabajo de investigación.

A JORGE LUIS CALDERÓN ALEGRÍA, por su paciencia y apoyo, que fueron fundamentales para la realización y culminación de este proyecto. Gracias por su amistad y cariño.

A todas las personas que de una u otra forma estuvieron en las diferentes etapas de mi vida estudiantil. Gracias por su apoyo y amistad.

## INDICE

I.	INTRODUCCIÓN .....	1
II.	HIPÓTESIS .....	2
III.	OBJETIVOS .....	3
	3.1 Objetivo General .....	3
	3.2 Objetivos Específicos .....	3
IV.	REVISIÓN DE LITERATURA .....	4
	4.1 Desarrollo Embrionario .....	4
	4.1.1 Generalidades. Estructura del huevo .....	4
	4.1.1.1 Cáscara y membranas del huevo .....	4
	4.1.1.2 Albúmina y chalaza .....	4
	4.1.1.3 La yema .....	5
	4.1.1.4 Huevo infértil .....	5
	4.1.1.5 Huevo fértil .....	5
	4.1.2 Desarrollo embrionario durante la incubación .....	6
	4.2 Manejo del huevo fértil .....	8
	4.2.1 Recolección .....	8
	4.2.2 Manejo de nidos .....	9
	4.2.3 Desinfección .....	10
	4.2.4 Transporte .....	11
	4.2.5 Almacenamiento .....	11
	4.3 Requerimientos para la incubación .....	12
	4.3.1 Precalentamiento de los huevos .....	12
	4.3.2 Temperatura .....	13
	4.3.3 Humedad relativa .....	13
	4.3.4 Ventilación .....	14
	4.3.5 Rotación de los huevos .....	14
	4.3.6 Transferencia de los huevos.....	14
	4.4 Contaminación del huevo fértil .....	15
	4.4.1 Causas de la contaminación del huevo fértil .....	15
	4.4.2 Efecto de la contaminación microbiana sobre los huevos fértiles y pollitos .....	16
	4.4.3 Defensas naturales del huevo .....	16
	4.4.4 Estrategias para minimizar la Contaminación del huevo .....	17
	4.4.5 Contaminantes bacterianos .....	18
	4.4.5.1 Grupo coliformes .....	19
	4.4.6 Contaminación por hongos .....	19
	4.5 Métodos para determinar la contaminación microbiana en cama de nidos .....	21

4.5.1	Aislamiento de microorganismos .....	21
4.5.1.1	Siembra en placa en superficie o por extensión .....	21
4.5.1.2	Recuento de células viables .....	22
4.5.2	Medios de cultivo a usarse en este estudio .....	24
4.5.2.1	Preparación .....	24
4.5.2.2	Agua de peptona tamponada .....	24
4.5.2.3	Chromocult .....	24
4.5.2.4	Sabouraud dextrosa 4% .....	25
4.6	Desinfectantes .....	25
4.6.1	Conceptos generales .....	25
4.6.1.1	Desinfección .....	26
4.6.1.2	Desinfectante .....	26
4.6.2	Tipos de desinfectantes .....	26
4.6.2.1	Aldehídos .....	28
4.6.2.1.1	Formaldehído .....	28
4.6.2.1.2	Formaldehído sólido .....	29
4.6.2.1.3	Formalina .....	30
4.6.2.1.4	Paraformaldehído .....	31
V.	MATERIALES Y MÉTODOS .....	34
5.1	Materiales .....	34
5.1.1	Recursos humanos .....	34
5.1.2	Recursos de laboratorio .....	34
5.1.3	Recursos de campo .....	35
5.1.4	Recursos biológicos .....	35
5.1.5	Centros de referencia .....	35
5.2	Metodología .....	36
5.2.1	Área de estudio .....	36
5.2.2	Metodología trabajo experimental .....	37
5.2.3	Técnica para la preparación de diluciones decimales .....	38
5.2.4	Método de siembra en superficie .....	39
5.2.5	Análisis de datos .....	40
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	41
VII.	CONCLUSIONES .....	43
VIII.	RECOMENDACIONES .....	44
IX.	RESUMEN .....	45
X.	BIBLIOGRAFÍA .....	47
XI.	ANEXOS .....	50

## I. INTRODUCCIÓN

Las condiciones ambientales y los tratamientos que reciben los huevos desde la puesta hasta el inicio del proceso de incubación, tienen una gran influencia sobre el nacimiento, la calidad y uniformidad del pollito.

Los huevos naturalmente limpios mantienen un mayor porcentaje de nacimiento que los huevos sucios ó contaminados, sin importar los procedimientos de desinfección que se utilicen posteriormente.

El objetivo primordial es proveer y mantener condiciones ambientales que aseguren que el huevo logre y mantenga su máximo potencial de nacimiento desde que fue puesto hasta el final del proceso de incubación.

La importancia de la desinfección de la cama es debido a que el huevo es depositado en ella y de existir elevada concentración bacteriana y fúngica originará contaminación, que finalmente resultará durante el proceso de incubación en mortalidad embrionaria temprana y contaminación de pollitas bebés, dando como resultado disminución de nacimientos, problemas de onfalitis y consecuentes pérdidas económicas a la empresa incubadora.

Por esta razón se debe de buscar el método y producto ideal para que la cama del nido se mantenga el mayor tiempo posible sin contaminación para prevenir pérdidas económicas.

El propósito de este estudio fue comparar dos productos para la desinfección de la cama de nidos de aves reproductoras y su efecto en el porcentaje de incubabilidad de los huevos fértiles.

## **II. HIPÓTESIS**

El formaldehído es poco o nada efectivo contra bacterias coliformes y hongos presentes en la cama de los nidos comparado con el paraformaldehído, afectando el porcentaje de incubabilidad del huevo.

### **III. OBJETIVOS**

#### **3.1. OBJETIVO GENERAL**

Contribuir al estudio de dos productos desinfectantes utilizados en la cama de nidos de aves reproductoras, para evitar la contaminación del huevo fértil.

#### **3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Comparar la influencia que sobre el porcentaje de incubabilidad tiene el uso de productos desinfectantes a base de formaldehído y paraformaldehído.
- Comparar la efectividad del formaldehído y paraformaldehído en la desinfección de la cama de nidos, utilizando para ello recuento total de bacterias coliformes y hongos.

## IV. REVISIÓN DE LITERATURA

### 4.1. DESARROLLO EMBRIONARIO

#### 4.1.1. Generalidades. Estructura del huevo

##### 4.1.1.1. Cáscara y membranas de la cáscara

La cáscara está constituida principalmente por carbonato de calcio y forma una cubierta protectora para el contenido fluido del huevo. Es porosa para permitir los intercambios de humedad, oxígeno y anhídrido carbónico, con la atmósfera exterior. Como es porosa, cualquier partícula contaminante que se coloque sobre la superficie puede penetrar a las membranas de la cáscara. Por lo tanto, sólo se deben someter a la incubación huevos limpios y no contaminados.

Hay dos membranas de la cáscara, ambas delgadas y flexibles. Separando estas membranas, en el extremo más grueso del huevo, está la cámara de aire, y es de aquí que el embrión toma oxígeno, inmediatamente antes de la rotura del huevo. (4)

##### 4.1.1.2. Albúmina y chalaza

La albúmina o clara del huevo, consta de cuatro partes, tres de ellas forman capas distintas alrededor de la yema: La chalaza, por otra parte, está adherida a la superficie de la yema y a la capa media de la albúmina. Su función puede compararse con la de un amortiguador. También sirve para mantener a la yema en una posición central. Las bandas de la chalaza están enrolladas en direcciones opuestas. (4)

#### 4.1.1.3. La yema

La yema, que se ha originado en el ovario, está encerrada en una membrana llamada membrana vitelina. Sobre la superficie de la yema está situada la célula germinal o blastodisco. Aunque existe el blastodisco en todos los huevos, sólo entra en actividad cuando es fertilizado por un espermatozoide. La yema constituye un almacén de materiales nutritivos para el pollito que se está incubando. Está compuesta por capas concéntricas de color claro y oscuro. (4)

#### 4.1.1.4. Huevo infértil

El blastodisco se observa como una formación blanquecina con un diámetro que oscila entre 3 a 4 mm. Hallándose constituido por una vesícula germinal rodeada por un círculo polar. El círculo interno del periblasto presenta mayor densidad óptica, mientras que el periblasto es de menor densidad. Rodeando a toda esta formación se encuentra el círculo externo del periblasto. En el área del periblasto se encuentran las lagunas. (11)

#### 4.1.1.5. Huevo fértil

A simple vista se observa la formación del blastodermo. No se encuentran las lagunas del periblasto, aparece en cambio un área interna o pelúcida, que es una formación embrionaria oval en el centro del blastodermo. En la periferia se ubica el área opaca. (11)

Poco después de la fertilización la división celular comienza. Continúa mientras la temperatura del huevo está arriba de los 82°F (28°C) y, después de la eclosión, hasta que el crecimiento sea completado. Conforme la

división celular progresa el blastodermo se desplaza fuera de la yema. Las células primero se organizan en una lámina simple (el ectodermo), pero rápidamente forman, por invaginación, otra capa (el endodermo). La formación de esta capa se llama gastrulación. (20)

#### 4.1.2. Desarrollo embrionario durante la incubación

Las dos capas germinales primarias (ectodermo y endodermo) se forman usualmente en el tiempo que el huevo es puesto, y la tercera capa (mesodermo) se forma después de que se mantenga una adecuada temperatura.

De estas tres capas germinales primarias se desarrollan las diferentes partes del embrión. La piel, plumas, pico, uñas, sistema nervioso, parte interna de cavidad oral y fosas nasales, se forman del ectodermo. Del endodermo se desarrollan el sistema respiratorio y órganos secretores y sistema digestivo. Los músculos, huesos, sangre, órganos excretores y reproductivos se originan del mesodermo.(20)

Tabla No. 1

DIA	FASES DEL DESARROLLO
<b>PRIMERO</b>	Formación cuernos del mesodermo y estructuras anexas del embrión responsables de su nutrición. Formación intestino delgado, inicio desarrollo sistema vascular y nervioso.
<b>SEGUNDO Y TERCERO</b>	Formación canal neural, corazón e inicio del latido, establecimiento de circulación del embrión y circulación del saco vitelino. Inicio de desarrollo de ojo y canal auditivo, membranas extraembrionales, alas, patas y nariz. Formación de las membranas extraembrionarias (saco vitelino, amnios, alantoides y serosas).

<b>CUARTO</b>	Inicio de formación de boca y lengua, formación del corion.
<b>QUINTO</b>	Se observan a simple vista los ojos, inicio de diferenciación sexual, se forman molleja y proventrículo, formación ósea.
<b>SEXTO</b>	Comienzan movimientos voluntarios del embrión, formación del pico, se observan principales divisiones de alas y patas.
<b>SEPTIMO</b>	Se visualizan patas, alas y pico, rotación del embrión y se observa bien la vascularización del vitelo.
<b>OCTAVO</b>	Se notan dedos y patas, inicio de formación de folículos de plumas.
<b>NOVENO</b>	Las patas están orientadas hacia la cámara de aire, embrión ya con apariencia de ave.
<b>DECIMO</b>	El pico comienza a endurecerse, se observan poros de la piel, se consume la albúmina.
<b>UNDECIMO</b>	El cuerpo del embrión crece rápidamente, el párpado comienza a cubrir el ojo.
<b>DUODECIMO</b>	Se percibe el plumón en alas, cuello y muslos. Dedos completamente formados y comienzo de desarrollo de escamas en la piel de patas.
<b>DECIMOTERCERO</b>	Aparece cresta, barbillas y el plumón cubre todo el embrión.
<b>DECIMOCUARTO</b>	La cabeza gira en dirección de la cámara de aire, uñas presentes.
<b>DECIMOQUINTO</b>	La albúmina a desaparecido, el intestino empieza a penetrar al interior de la cavidad abdominal.
<b>DECIMOSEXTO</b>	Vitelo como única fuente de nutrientes, se endurecen aún más el pico y uñas.
<b>DECIMOSEPTIMO</b>	El embrión se ubica en posición normal para nacer, con el pico debajo del ala derecha. Se prepara para el nacimiento.
<b>DECIMOCTAVO</b>	Se a completado el crecimiento embrionario, inicia absorción de yema.

<b>DECIMONOVENO</b>	Empieza la respiración pulmonar, el pico se dirige hacia arriba y a la derecha.
<b>VIGESIMO</b>	El embrión rompe la cámara de aire y comienza a picar. Comienza a cicatrizar el ombligo.
<b>VIGESIMO PRIMERO</b>	El embrión pica la cáscara del huevo, en forma rotativa y en sentido inverso a las agujas del reloj. Los pollitos nacen mojados y agotados por el esfuerzo realizado.

(11, 20)

## 4.2. MANEJO DEL HUEVO FÉRTIL

### 4.2.1. Recolección

Se debe de recoger los huevos, por lo menos, cinco veces al día, tres a la mañana y dos a la tarde, ya que el 70% de las aves pone por la mañana. Se debe de utilizar bandejas distintas para los huevos sucios, de descarte o puestos en el piso, jamás se deberán mezclar con los huevos limpios. Los huevos sucios se recogerán, debiéndose lavar las manos el operador después de la manipulación.

En las bandejas se debe colocar los huevos con el extremo más ancho para arriba (cámara de aire) para evitar la muerte del embrión por asfixia y mala posición. La colocación de los huevos al revés (con la punta aguda hacia arriba) disminuye la incubabilidad en un 25%. (17)

Los huevos sucios y de piso no deben de incubarse. Los huevos naturalmente limpios mantienen un mayor potencial de nacimiento que los huevos sucios o contaminados, sin importar los procedimientos de desinfección que se utilicen posteriormente. (5)

Se deben elegir huevos que sean apropiados para la incubación. Esto evitará perder tiempo, espacio con huevos que no van a llegar a nacer. Se recomienda no incubar huevos que tengan los siguientes defectos:

- Quebrados o con cascarón demasiado delgado.
- Pequeños y redondos, o demasiado grandes.
- Deformes, con cordoncillos pronunciados o ranuras en espiral, lados achatados o superficies ásperas.
- De apariencia transparente o moteada, indicando cascarones de muy mala calidad.
- Demasiado blancos, cuando los cascarones normales son cremas o marrones.
- Sucios o mal lavados. (16,7)

Los huevos recién puestos se mantienen limpios sólo por un período muy corto de tiempo. El contacto con heces, paja o con el contenido de huevos rotos puede causar que las bacterias u hongos se desarrollen en la superficie del cascarón y penetren en el huevo. Nunca se debe de llevar los huevos de piso a la planta de incubación. Están sucios y es imposible limpiarlos en forma adecuada. (17)

#### 4.2.2. Manejo de nidos

Se recomienda utilizar los nidos de metal galvanizado ya que se pueden desinfectar periódicamente. Los nidos deben estar elevados del suelo a 50 centímetros promedio, para evitar que se contaminen con cama de piso, 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.

Estos se deben de abrir temprano en la mañana para evitar la puesta en el piso. Como regla general, se usan cuatro nidos por hembra y en su ubicación se debe evitar las zonas muy oscuras, húmedas o calientes del galpón.

La cama de los nidos debe de ser de un material seco y libre de patógenos, normalmente se utiliza viruta de madera. Con el fin de mantenerla con un bajo nivel de microorganismos, semanalmente se puede adicionar un desinfectante y se debe estar adicionando viruta nueva con el fin de evitar que queden vacíos los nidos. Dos veces al mes se debe reemplazar el material totalmente. (17,5)

Se debe tener la precaución de que la cama de piso esté sin exceso de humedad con el fin de que las aves ingresen a los nidos con las patas limpias. Es necesario eliminar las zonas oscuras y cubiertas en el piso ó contra las paredes que puedan inducir a las aves a poner en ellas.(5)

#### 4.2.3. Desinfección

Los recolectores deberán desinfectar los huevos, mientras aún estén tibios. A medida que el huevo se enfría, su contenido se contrae facilitando el paso de bacterias a través de los poros y por ende la formación de huevos "bombas" y/o pollitos contaminados de baja calidad. Los huevos muy sucios o muy contaminados con heces es mejor descartarlos y no lavarlos; se pueden contaminar aún mucho más con el lavado. (17,5)

Existe una gran variedad de métodos de desinfección de huevos incubables, sin embargo el método a elegir debe ser capaz de eliminar como mínimo el 90% de bacteria, no debe dañar al embrión, debe ser seguro para los operarios, debe dejar al huevo seco y no debe exponer el huevo a temperaturas extremas, ni dañar la cutícula del huevo.

Hay cuatro procedimientos principales:

1. Fumigación con gas formaldehído.
2. Aspersión de los huevos con solución desinfectante.
3. Desinfección por inmersión en solución desinfectante.
4. Desinfección con luz ultravioleta. (5)

#### 4.2.4. Transporte

Las áreas de almacenamiento y los vehículos de transporte deben mantenerse limpios en todo momento. Las condiciones de higiene deben mantenerse a lo largo de todos los manejos que se efectúen con los huevos incubables ya que estos son susceptibles de contaminación si las salas de almacenamiento y vehículos de transporte no están sujetos a un programa de higiene. Una vez desinfectados no debe permitirse que los huevos se mojen, ya que el agua provee un excelente medio de transporte de las bacterias. (5)

#### 4.2.5. Almacenamiento

Apenas un huevo ha sido puesto, se empieza a deteriorar y está propenso a la contaminación. El porcentaje de deterioro depende de la forma en que se maneje y almacene los huevos. El embrión habrá desarrollado unas 20 horas antes de que el huevo haya sido puesto en el nido. Las células se han estado dividiendo y agrupando para realizar diversas funciones especiales, en un proceso llamado gastrulación. Este desarrollo debe ser protegido y preservado cuidadosamente para asegurarse que terminada la incubación, el pollito obtenido sea sano y fuerte. (7)

Para detener el desarrollo del disco germinal, los huevos se deben mantener en estado fisiológico de cero antes de cargarlos en la incubadora. Este proceso se realiza en un cuarto preparado para tal fin. El proceso de enfriamiento debe tener lugar entre las primeras 6 a 10 horas que el huevo ha sido puesto, a 21.1 a 26.7°C.

El cuarto frío es aquel donde se almacenan, los huevos, antes de pasarlos a la incubadora, previo clasificado (descarte de chicos, rotos, etc.). El enfriamiento demasiado rápido daña al embrión, mientras que un enfriamiento gradual y lento (período de preincubación), permite que se desarrolle mejor el embrión. Después de este enfriamiento intermedio, hay que llevar a los huevos a la temperatura de almacenaje correcta basado en el tiempo que permanecerán allí.

Los primeros huevos en entrar al cuarto son los primeros en salir para su posterior incubación. El cuarto se debe limpiar todos los días, desinfectarlo por lo menos una vez a la semana cuando está vacío. (17,5)

La temperatura de almacenaje debe mantenerse constante y sin fluctuaciones. También debe controlarse la humedad relativa. La temperatura y humedad de almacenaje es fundamental en el resultado de la incubación y varía según la cantidad de días de almacenamiento. (17)

#### 4.3. REQUERIMIENTOS PARA LA INCUBACIÓN

##### 4.3.1. Precalentamiento de los huevos

El precalentamiento de los huevos antes de ser incubados se efectúa para reducir el tiempo necesario que la incubadora requiere para volver a su temperatura operativa. Esto demora aproximadamente una hora y media. El

precalentamiento aumenta la tasa de natalidad de los huevos mantenidos por más de tres días.

Este período es muy importante, se requiere de espacio libre alrededor de cada carrito así como de una buena circulación alrededor de los huevos para mantener una temperatura uniforme y ayudar a evaporar la condensación. (16)

#### 4.3.2. Temperatura

La temperatura normal de la gallina varía de 40.5 a 41.6°C. La temperatura óptima para la incubación es de 37°C en el centro del huevo. En el caso de la incubación con gallinas cluecas, la temperatura es idéntica, pero la temperatura de la superficie del huevo, puede llegar a 39.4°C. (4)

#### 4.3.3. Humedad relativa

La humedad relativa dentro de la incubadora, puede fluctuar mucho más que la temperatura, sin afectar seriamente a la incubabilidad. Sin embargo, existe un valor óptimo. Una humedad relativa baja determina mucha pérdida de agua en los huevos; la incubación se retardará y los resultados no serán buenos. Una humedad relativa elevada hace que los pollitos estén húmedos y viscosos y que puedan morir dentro del huevo. (4)

La humedad relativa ideal debe estar entre 75 y 80%. Se recomienda una humedad más baja, 75%, si los huevos van a ser almacenados para incubarse a los tres o cuatro días. (16)

#### 4.3.4. Ventilación

El embrión en desarrollo necesita oxígeno. El embrión también necesita cierta concentración de dióxido de carbono, pero si este se encuentra en concentraciones arriba de 0.3% (en incubadora) reduce la incubabilidad. Es completamente mortal al 5%. En cuanto a la tolerancia en las nacedoras es de 0.75%. Por lo tanto, la ventilación cumple dos fines: proporcionar oxígeno y eliminar los gases perjudiciales. Por tal razón el local de incubación debe estar bien ventilado, pues es de éste de donde la incubadora toma el aire. (4,7)

#### 4.3.5. Rotación de los huevos

La rotación evita que las membranas embriónicas se peguen, permite una buena orientación del embrión, asegura una distribución adecuada del aire, e impide que el embrión se adhiera a la pared del huevo. Esta rotación debe hacerse cada hora. (4)

#### 4.3.6. Transferencia de los huevos

Se debe hacer todo lo posible para que el traslado se efectúe con la máxima rapidez y al momento ideal, sin dañar los huevos o sus embriones. Los cascarones de los huevos son más frágiles en esta etapa que cuando recién fueron incubados. La mayor parte de la fuerza del cascarón, que la daban el calcio y los minerales, la utiliza el embrión.

Algunas plantas de incubación trasladan los huevos a los 17 días y otros a los 19 días. Nunca se debe permitir que los pollitos nazcan en la incubadora, pues se puede originar un problema de contaminación.

Durante el traslado, retirar sólo la cantidad de huevos que puedan ser trasladados con facilidad desde la incubadora a la nacedora, en 10 a 15 minutos, o un carrito a la vez. Nunca dejar que los huevos permanezcan en los pasillos de la planta de incubación, ya que se enfrían rápidamente. (16)

#### 4.4. CONTAMINACIÓN DEL HUEVO FÉRTIL

Las bacterias y los hongos que pueden afectar a los huevos fértiles se encuentran en todas las partes del ambiente de los galpones --en el suelo, en las heces, y hasta en las partículas de polvo en el aire. La manera más común de que los huevos fértiles se contaminen es al ser puestos sobre una cama sucia de los nidales, en el piso o en las rejillas. (19)

Los hongos y bacterias pueden penetrar a través del cascarón durante la incubación y se pueden infectar los pollitos recién nacidos. El hongo se puede localizar con facilidad en las incubadoras, nacedoras y cuartos de recepción. (2)

##### 4.4.1. Causas de contaminación del huevo fértil

- Los huevos no son recolectados frecuentemente, por lo que es más fácil la contaminación de estos.
- Deficiencia en desinfección o no desinfección de cama.
- No llevar pronto los huevos al cuarto frío, aumentando la proliferación de bacterias en cáscara.
- No fumigar los huevos aumenta la cantidad de bacterias y hongos en cáscara.
- Limpieza excesiva de los huevos, lastimando la cutícula.
- Huevo puesto en piso no se debe incubar debido a las altas probabilidades de estar contaminado.

- Edad de las reproductoras, mientras más edad más delgada la cáscara, lo que es un factor de riesgo para la contaminación del huevo. (19)

#### 4.4.2. Efecto de la contaminación microbiana sobre los huevos fértiles y pollitos

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 el galpón de crianza o simplemente no desarrollará un crecimiento adecuado.

Los huevos contaminados que no tienen un desarrollo embrionario en la incubadora 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 huevo contaminado puede afectar a una planta de incubación entera. (19)

#### 4.4.3. Defensas naturales del huevo

El huevo intacto posee muchas barreras que impiden la infección microbiana. Entre estas se incluyen; la cutícula, la cáscara, la membrana de la cáscara y la clara del huevo o albúmina. (Ver Apéndice 1).

La cutícula es una capa de proteína ubicada sobre la superficie de la cáscara, su función es minimizar la penetración bacteriológica ocluyendo los poros abiertos. A veces y a pesar de esto, si la capa de la cutícula es muy delgada, los poros son demasiado grandes o la cáscara demasiado delgada, las bacterias pueden penetrar a través del poro de la cáscara. Si esto sucediera, la cáscara tiene dos membranas en su interior que actúan como filtros para impedir la penetración de las bacterias.

Sin embargo aunque el huevo parezca estar bien protegido, si el número de bacterias es demasiado grande, las defensas naturales no pueden impedir la invasión. Practicar una buena gestión sobre el manejo de los huevos es esencial para minimizar el ataque de las bacterias sobre los huevos fértiles recién puestos. (19)

#### 4.4.4. Estrategias para minimizar la contaminación del huevo:

- Recolección frecuente de los huevos para minimizar el tiempo de exposición a un ambiente contaminado.
- Mantener la limpieza de la nave, incluyendo la cama de los nidales ya sean estas de almohadillas de plástico, de viruta o de paja.
- Introducir los huevos recolectados al cuarto frío de almacenamiento de huevos tan pronto como sea posible; las temperaturas frías y adecuadas del cuarto frío demorarán el crecimiento de las bacterias sobre la superficie de la cáscara.
- Impedir que la humedad se acumule sobre la cáscara. La humedad provee el nutriente necesario para el crecimiento microbiano y puede ser también una ayuda para el movimiento de microbios sobre la superficie de la cáscara.
- Uso adecuado de los programas autorizados para la fumigación o desinfección de huevos.

Minimizar el número de huevos rotos o con grietas. Los contenidos de los huevos pueden proveer los nutrientes necesarios para que las bacterias se multipliquen y se diseminen.

- Evitar la limpieza de los huevos con lijas abrasivas ya que pueden afectar la estructura de la cáscara.
- Hacer un gran esfuerzo para minimizar la contaminación según avanza la edad de los reproductores. La cáscara se vuelve más delgada con la edad y esta más expuesta a la infección bacteriológica. (19)

#### 4.4.5. Contaminantes bacterianos

Los contaminantes bacterianos que causan problemas en el huevo fértil, son principalmente las enterobacterias. Estas son bacilos gramnegativos, aerobios y anaerobios facultativos. Son negativos a oxidasa, positivos a catalasa (hay algunas excepciones), no esporuladores, fermentativos (a menudo con producción de gas) y en general móviles.

La distribución es mundial. Hay especies con potencial patógeno y no patógenas. Muchas de ellas forman parte de la flora normal del tracto gastrointestinal.

Algunas especies tienen vida libre y se encuentran en el suelo y agua. La contaminación fecal del agua está señalada por la presencia de *E.coli*. Especies de *Klebsiella* (incluyendo *K.pneumoniae*), *Enterobacter* y *Citrobacter* se han recuperado de vegetales y productos de madera. (3)

#### 4.4.5.1. Grupo Coliforme

El grupo coliforme está formado por bacilos Gram negativos, aeróbicos y anaeróbicos facultativos, no esporoformadores, que fermentan la lactosa con producción de gas, en un período de 48 horas, a 35°C. El grupo coliforme se ha utilizado como un índice de contaminación fecal, por ser uno de sus hábitats el tracto intestinal de animales de sangre caliente.

En este grupo se encuentran géneros de la familia Enterobacteriaceae: *Escherichia*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Citrobacter* y otros; pero también incluye algunos géneros de origen no fecal. Por esta razón, dentro del grupo coliforme (coliformes totales) deben diferenciarse los coliformes fecales. El término "coliformes fecales" se refiere a *Escherichia coli* y a variantes relacionadas que fermentan la lactosa a 45.5°C en 24 horas. Este grupo tiene mayor aceptación como indicador de contaminación fecal, especialmente *E.coli*. (14)

#### 4.4.6. Contaminación por hongos

La mayor parte de los hongos son inmóviles y poseen paredes celulares algo semejantes a las de vegetales en composición química y estructura. Los hongos crecen como células independientes -levaduras- o como colonias filamentosas multicelulares -mohos y hongos. Los hongos no son fotosintéticos y en consecuencia están restringidos a una existencia saprófita o parásita. Abundan y se distribuyen en el suelo, la vegetación y el agua, donde subsisten en vegetales en descomposición y madera.

Las dos clases principales de hongos son los mohos y las levaduras. El elemento principal de la forma vegetativa o en crecimiento del moho es la hifa,

una estructura tubular ramificada de 2 a 10  $\mu\text{m}$  de diámetro. Conforme el crecimiento comienza, las hifas se entrelazan para formar un micelio. El micelio vegetativo consiste de las hifas superficiales, en tanto que las hifas que sobresalen de la superficie se designan como micelio aéreo.

Bajo ciertas situaciones, las hifas del micelio aéreo generan células reproductoras o esporas. Estas se conocen de manera colectiva como cuerpos fructificantes. Las hifas de muchos hongos están divididas por paredes transversales llamados septas o tabiques. Algunas hifas crecen dentro del medio de cultivo en tanto que otras proliferan hacia arriba como "hifas aéreas". Estas últimas producen estructuras semejantes a tallos que se conocen como conidióforos o esporangióforos que dan origen a esporas asexuadas llamadas conidios. Las esporas asexuales o conidios son más resistentes a agentes físicos y químicos que las hifas. Los conidios libres sirven para diseminación aérea de los hongos.

Los tres mecanismos de reproducción asexual son: 1) esporulación seguida por germinación de las esporas (*Aspergillus* y *Penicillium*); 2) fragmentación de hifas y 3) gemación de células de levadura. Los géneros de hongos que causan problemas durante la incubación y en pollitos bebés son los siguientes: *Aspergillus*, *Penicillium*, *Mucor*, *Fusarium* (3).

La aspergilosis se define como cualquier padecimiento originado por algún miembro del género de hongos *Aspergillus*. Sin embargo, cuando se menciona la aspergilosis aviar, se refiere a la aspergilosis pulmonar. También se le conoce como neumonía micótica y neumonía de las nacedoras.

Muchas veces la cama contaminada es fuente de conidias de *Aspergillus*. Los dos agentes principales causantes de aspergilosis en las aves domésticas son las especies *A. Fumigatus* y *A. Flavus*. Carecen de una etapa sexual, por lo

que se clasifican en la familia Moniliaceae, orden Moniliales y clase Fungi imperfecti. (2)

#### 4.5. MÉTODOS PARA DETERMINAR LA CONTAMINACIÓN MICROBIANA EN CAMA DE NIDOS

##### 4.5.1. Aislamiento de microorganismos

Para el aislamiento de microorganismos, los medios de cultivo de agar se disponen en placas de Petri. El diseño de la placa de Petri es idóneo para el aislamiento de microorganismos por su alta relación superficie/volumen y por la tapadera. Para aislar microorganismos, pueden utilizarse distintas modificaciones del método de siembra en placa. Este método implica la separación e inmovilización de los microorganismos individuales sobre o dentro del medio sólido. Cada microorganismo viable da origen, al crecer, a una colonia, que puede transferirse fácilmente. Las variantes del método de siembra en placa son las siguientes:

1. Siembra en placa por estría,
2. Siembra en placa en superficie o por extensión,
3. Siembra en profundidad o por vertido. (18)

##### 4.5.1.1. Siembra en placa en superficie o por extensión

Cuando se parte de un cultivo o una muestra microbiana en medio líquido, lo primero que hay que hacer es asegurarse de que la densidad celular no sea excesiva, de modo que, tras su crecimiento, podamos obtener colonias aisladas. Dado que en las muestras el número de

microorganismos por mililitro suele ser muy elevado, antes de sembrar en placa es necesario realizar diluciones seriadas para disminuir su número.

Con una pipeta estéril, se pone una pequeña cantidad de la mezcla microbiana convenientemente diluida, que contenga entre 50 y 200 microorganismos, en el centro de una placa y se extiende uniformemente sobre la superficie con una varilla doblada de vidrio estéril. Si la dilución es adecuada y la extensión se hace correctamente, las células individuales se repartirán en la superficie y tras el crecimiento darán colonias aisladas.

Las técnicas de siembra para aislar cultivos puros mencionadas pueden mejorarse utilizando los medios de cultivo selectivos o diferenciales. También se puede tratar la muestra, antes de sembrar en placa, para eliminar los microorganismos distintos de los que se desea aislar. Por ejemplo, si se quieren aislar bacterias formadoras de endosporas, la muestra se calentará a 85°C durante unos 5 minutos. Este tratamiento destruirá todas o casi todas las formas no esporuladas y tras el crecimiento sólo se desarrollarán colonias de bacterias formadoras de endosporas. (18)

#### 4.5.1.2. Recuento de células viables

La forma de realizar un recuento de este tipo es determinar el número de células capaces de formar colonias en un medio sólido. Las células viables de la muestra que queramos analizar, separadas unas de otras por dispersión, sobre o dentro de una placa con medio sólido adecuado para su crecimiento, dan lugar a colonias independientes. Por tanto, si se siembran diluciones adecuadas de una población microbiana en un medio en el que puedan crecer, puede calcularse el número de

células viables en la población inicial contando el número de colonias que se desarrollan después de incubar las placas y multiplicando dicho valor por el factor de dilución. (18)

Se calcula el número de colonias en 0.1 gramo o mililitro de muestra multiplicando la cifra de colonias, positivas y confirmadas por placa, por el factor de dilución de la misma. El resultado obtenido se multiplica por 10 para hacer referencia a 1 gramo o mililitro, ya que se ha partido de una siembra de 0.1 ml de cada una de las diluciones. (13)

Hay dos maneras de realizar este recuento: mediante siembra en placa por extensión o por vertido. Este método es el más sensible y el de mayor información proporciona y, por tanto, el más utilizado. Sin embargo, para que los errores no lo invaliden, hay que tomar determinadas precauciones. Dado que el número de colonias que se cuenten debe ser estadísticamente significativo y que el número de colonias por placa no puede ser muy grande para que puedan contarse adecuadamente (se recomienda entre 30 y 300 colonias por placa), conviene contar varias placas con un par de cientos de colonias cada una.

Otro problema que presenta este tipo de recuentos es que los microorganismos suelen crecer formando agrupaciones difíciles de dispersar, de manera que a veces pueden obtenerse recuentos con valores inferiores a los que realmente corresponden. Como no es posible estar totalmente seguros de que cada colonia proceda de una sola célula, los resultados de estos recuentos suelen expresarse en unidades formadoras de colonias en lugar de un número de microorganismos. (18)

#### 4.5.2. Medios de cultivo a usar en este estudio

##### 4.5.2.1. Preparación

El medio deshidratado debe de prepararse con agua destilada en recipientes, generalmente se utilizan Erlenmeyers, en los cuales se pueda agitar. Pesar la cantidad deseada del medio de cultivo. Mezclar aproximadamente con la mitad del agua requerida, agitar hasta que se obtenga una suspensión homogénea. Agregar el agua restante tratando de que lave el material adherido a las paredes del recipiente. Medios que no contienen gelatina o agar-agar, se pueden disolver en agua fría, se pueden calentar ligeramente. Los medios con agar o gelatina deben ser calentados para disolverlos completamente. Se esterilizan en autoclave por 15 minutos a 121°C. Posteriormente se vierte el medio en placas de petri a 45-55°C para evitar formación de agua condensada en las tapas. Mezclar el medio mientras se vierte para garantizar la homogeneidad. (8)

##### 4.5.2.2. Agua de Peptona Tamponada

Caldo para el enriquecimiento preliminar no selectivo de bacterias, particularmente enterobacterias patógenas, de alimentos y otros materiales. Debido a que es rico en nutrientes ayuda a revivir a bacterias muy débiles y evita el daño a estas, por cambios en pH del medio, debido al sistema buffer de fosfatos. (8)

##### 4.5.2.3. Chromocult

Agar selectivo para la detección simultánea de coliformes totales y E.coli en agua, alimentos y otros materiales. Las bacterias coliformes

poseen una enzima llamada Beta-D-Galactosidasa, que degradan el sustrato Salmon-GAL, del medio produciendo colonias de color salmón a rojas. Para detectar E.coli, el medio contiene los sustratos Salmon-GAL y X-glucuronido, siendo las colonias de color azul oscuro o violetas. Además, para terminar de confirmar si es E.coli, el medio contiene triptofano para observar la reacción de indol. (8)

#### 4.5.2.4. Sabouraud dextrosa 4%

Agar para el cultivo, aislamiento e identificación de hongos patógenos. (8)

## 4.6. DESINFECTANTES

### 4.6.1. Conceptos generales:

Existen ciertas sustancias químicas que influyen negativamente sobre las bacterias pudiendo ejercer dos tipos de efectos diferentes:

- Bacteriostáticos: cuando impiden el crecimiento bacteriano
- Bactericidas: cuando destruyen (matan) a las bacterias.

Si no sólo nos referimos a las bacterias, sino a cualquier tipo de microorganismos, hablamos respectivamente de agentes microbiostáticos y microbicidas. Para una misma sustancia química, la línea de demarcación entre un efecto microbiostático y otro microbicida depende muchas veces de la concentración de dicha sustancia y del tiempo durante el que actúa.

Para saber si un microorganismo está "muerto", es comprobar la pérdida de viabilidad (pérdida irreversible de la capacidad de división celular). Para ello se emplean técnicas con placas de Petri para confirmar que no crecen en medios sólidos adecuados. (5)

#### 4.6.1.1.Desinfección

Es el proceso consistente en la eliminación de microorganismos infecciosos de un medio dado, mediante el uso de agentes químicos o físicos, que reciben el nombre de desinfectantes. (12)

#### 4.6.1.2. Desinfectante

Es un agente que elimina las fuentes de infección. Generalmente se trata de un producto químico, pero también puede ser un agente físico o biológico que destruye los microorganismos patógenos, aunque no necesariamente los esporos bacterianos. También se aplica a los objetos inanimados. (12)

#### 4.6.2. Tipos de desinfectantes

Se clasifican de acuerdo con su mecanismo de acción:

##### A) Agentes que dañan la membrana

###### 1) Detergentes

- a) Catiónicos
- b) Aniónicos

## 2) Compuestos fenólicos

- a) Fenol
- b) Cresoles
- c) Difenilos halogenados
- d) Alquilésteres del para-hidroxibenzoico
- e) Aceites esenciales de plantas

## 3) Alcoholes

- a) Etanol
- b) Isopropanol

## B) Agentes desnaturalizantes de proteínas

- 1) Ácidos y bases fuertes
- 2) Ácidos orgánicos no disociables

## C) Agentes modificadores de grupos funcionales

## 1) Metales pesados

- a) Mercuriales
- b) Compuestos de plata
- c) Compuestos de cobre

## 2) Agentes oxidantes

- a) Halógenos
- b) Agua oxigenada
- c) Permanganato potásico
- d) Ácido paracético

### 3) Colorantes

- a) Derivados de la nilina
- b) Derivados de la acridina (flavinas)

### 4) Agentes alquilantes

- a) Formaldehído
- b) Glutaraldehído
- c) Oxido de etileno
- d)  $\beta$ -propionil-lactona (5)

#### 4.6.2.1. Aldehídos

Los aldehídos resultan de la oxidación simple de los alcoholes. Reaccionan con los grupos amínicos libres de las proteínas para formar productos de adición. El radical aldehído se condensa con los radicales amino para formar axometinas, que en concentraciones altas precipitan las proteínas. (15)

##### 4.6.2.1.1. Formaldehído

El formaldehído tiene un peso molecular de 30.6. Es un gas incoloro de olor picante, cuya densidad es de 1.04 con respecto al aire. Se licúa a 21°C y se solidifica a -96°C. Es soluble en agua y alcohol.

Es un gas fácilmente polimerizable. El metanol inhibe que se de la polimerización de éste. Se obtiene por oxidación de metanol sintético o de gases de petróleo de baja ebullición, como propano y butano. (9,15).

#### 4.6.2.1.2. Formaldehído sólido

El formaldehído sólido contiene el 35% de formaldehído absorbido en una mezcla de vehículos inertes, que permiten la liberación del formaldehído de manera lenta y segura en forma gaseosa. Cuando es expuesto a un medio ambiente cerrado, propicia una atmósfera de formaldehído gaseoso que impide que se instale cualquier forma de vida microbiana y acaba con las ya existentes.

Es un gas de origen sintético, potente germicida contra todo tipo de gérmenes, tanto en forma vegetativa como esporulada. En una solución al 0.5% diluida 80 veces, extermina todos los gérmenes microbianos en un plazo de 6 a 12 horas.

Posee un elevado poder de penetración, no pierde su actividad en presencia de materia orgánica y facilita la precipitación de proteínas. Posee, además la capacidad de metabolizar las toxinas bacterianas, transformándolas en toxoides, que carecen de efecto negativo en los consumidores.

El formaldehído, en estado sólido granuloso, es ideal para usarlo en galpones, jaulas, nidos, etc. ya que por su liberación gaseosa atrapa los microorganismos terrestres y los que se encuentren suspendidos en el aire adheridos a partículas de polvo.

En nidos, se utiliza 10 gramos por nido cada 10-15 días. Se debe usar guantes, mascarilla y lentes protectores

al momento de manipular el producto. No se recomienda permanecer por largos períodos de tiempo (más de 10 minutos) en el lugar donde se lleva a cabo la desinfección.

Es efectivo contra bacterias Gram positivas y negativas que se encuentran normalmente en los nidos de gallinas, incluyendo *Pseudomonas* spp., *Salmonella* spp., *Escherichia coli*, *Klebsiella* spp. y virus tipo pox. La actuación sobre estos últimos incluye la destrucción de su capa después de una exposición superior a 24 horas. Su acción sobre esporas es inefectiva, aunque algunos trabajos científicos han demostrado una acción controladora de distintos tipos de virus. (9).

#### 4.6.2.1.3. Formalina

Formalina es el nombre por el cual se conoce la solución que contiene 34 a 40% de formaldehído y 10 a 15% de alcohol metílico en solución con agua. Es un líquido incoloro de olor picante con densidad de 1.09 a 10.8 a 10.5 grados centígrados. Se utiliza para fumigaciones, desinfectar instrumentos en solución de 5:1000 y para lavar heridas o cavidades en soluciones de 1.5:1000. No penetra la materia orgánica por lo que hay que lavar muy bien antes de aplicación. (15)

#### 4.6.2.1.4. Paraformaldehído

El paraformaldehído es la forma sólida del formaldehído con permanganato de potasio; necesita 75% de humedad y 20°C durante la esterilización. Esta combinación es muy eficaz.

El gas liberado es tóxico, irritante de la piel y ojos, causa dolor de cabeza y alteraciones del sueño, por lo que hay que protegerse con ropa adecuada y ventilar los locales después de la fumigación. (15)

La presentación es en pastillas conteniendo 90-92% de paraformaldehído. Es efectivo contra virus, bacterias y hongos. No es corrosivo ni a metales ni textiles.

No requiere mezclado de químicos, económico de usar, más seguro que la formalina, fácil de manejar.

Cuando es calentado libera gas formaldehído. Este gas tiene un amplio espectro microbicida siendo efectivo contra virus, bacterias, hongos y levaduras. Su actividad es aumentada en condiciones húmedas y calientes.

Este producto ha sido probado y ha sido efectivo contra: Virus de la Leukosis, Virus de Newcastle, Virus de Bronquitis, Virus de Laringotraqueitis, Virus de la Viruela Aviar, Virus de la Encefalomiелitis, E.Coli, Salmonella sp, Enterococos, Bacillus sp. y Aspergillus sp

Se utiliza en fumigación de galpones cerrados en desinfección terminal, como un desinfectante de liberación lenta en la desinfección de nidos de reproductoras y cubículos de ganado. También para uso en plantas de incubación (gabinetes de desinfección y nacedoras).

**Desinfección Terminal de Galpones:** Usar a razón de 320 gr. por cada 100 m<sup>3</sup>. Colocar la cantidad requerida en un dispositivo adecuado para su calentamiento. Abandonar el galpón asegurándose que todas las puertas y cortinas estén bien cerradas y selladas para prevenir la fuga del gas. Dejar trabajar el calentador por 30 minutos por cada 500 gr. de producto que se coloque. Dejar que el gas actúe por 2 a 3 horas para asegurar un mejor contacto con las superficies.

Ventilar bien el edificio hasta que el olor característico haya desaparecido. Esto puede tomar hasta 24 hrs. Si se necesita una ventilación mas rápida se pueden usar neutralizadores. Importante: No se debe entrar al galpón mientras se esta fumigando o hasta que los vapores hayan sido dispersados completamente.

### **Como Desinfectante de Liberación Lenta**

**Nidos:** Colocar 30 gr. en cada nido. Cuando la gallina se sienta liberara el calor necesario para gasificar el producto. En condiciones de alta temperatura y humedad usar 8-15 gr. por nido para asegurarse que la liberación de gas que se produce rápidamente no afecte a la gallina. En ambos casos colocar producto nuevo cada vez que se cambia el material del nido o una vez a la semana.

**Desinfección de Huevos:** Usar paraformaldehído a razón de 10 gr. por cada m<sup>3</sup>.

- 1) En gabinetes de desinfección antes de que el huevo sea incubado.
- 2) En incubadoras antes del 3er día y después del día 8.
- 3) Transporte de huevos.
- 4) Nacedoras.

Una caída en incubabilidad puede ocurrir si los huevos son fumigados después que haya comenzado el desarrollo embrionario en la incubadora, en huevos que han sido almacenados por mas de 5 días y/o en huevos que han sido lavados.

Se debe almacenar lejos de alimentos y agua, utilizar equipo protector hasta que los vapores se hayan disipado, almacenar el producto bien cerrado en un lugar fresco y seco. Es un producto irritante a los ojos, la piel y el aparato respiratorio. Se debe usar equipo protector al aplicar este producto, usar guantes al manejar el producto. Lavarse bien las manos después de usarlo. (1)

## V. MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1. MATERIALES

#### 5.1.1. Recursos humanos

- Personal de laboratorio
- Personal de granja
- Personal de incubadora
- Asesores
- Estudiante investigador

#### 5.1.2. Recursos de laboratorio

- 8 Erlenmeyers de 500 ml
- Medios de cultivo
  - Sabouraud dextrosa 4% (3,700 ml, 240.5 gr.)
  - Chromocult (3,700 ml, 98.05 gr.)
  - Agua de Peptona Tamponada al 0.1% (2,466 ml, 2.466 gr.)
- Agua destilada estéril
- Papel encerado
- Balanza analítica (capacidad de 200 gr, 4 dígitos)
- Balanza digital (capacidad de 2.5 kg.)
- Estufa eléctrica
- Estufa de gas
- Autoclave
- Mechero
- Cilindro de gas de 25 lbs.
- Agitadores magnéticos
- 148 Placas de petri desechables
- Papel mayordomo
- Fósforos

- Embudo
- Asas de vidrio estériles
- Gradillas
- 148 Tubos de ensayo con tapón de rosca (15 ml)
- Pipetas volumétricas de 1 ml y 0.1 ml
- Incubadora para medios de cultivo
- 1 Marcador permanente punta fina
- Gorros, mascarillas y batas

#### 5.1.3. Recursos de campo

- Vehículo
- Galeras 80 X12 mts.
- Nidos 31 X 34 X 30 cms
- Cascarilla de arroz
- Desinfectantes (Formaldehído y Paraformaldehído)
- Bolsas plásticas capacidad de 1 libra
- 2 marcadores permanentes
- 1 rollo de maskin- tape
- Máquinas incubadoras de embriones
- Máquinas necedoras

#### 5.1.4. Recursos biológicos

- Aves reproductoras livianas rojas
- Aves reproductoras livianas blancas
- Huevo fértil

#### 5.1.5. Centros de referencia

- Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de San Carlos de Guatemala.

- Departamento de Microbiología, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Departamento de Salud Pública, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Departamento de Ornitopatología, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Biblioteca Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

## 5.2. METODOLOGÍA

### 5.2.1. Área de estudio

El presente estudio se realizó en Granja de Reproductoras La Joya, en Planta de Incubación y en el laboratorio (INAVILAB) de Industrias Avícolas Integradas, S.A. (INAVISA).

La granja de Reproductoras está ubicada en el municipio de San Antonio la Paz, El Progreso. El municipio se encuentra a una altura sobre el nivel del mar de 1,240 metros y con una latitud Norte de 14°45'22" y una longitud Oeste de 90°17'08". La temperatura promedio es de 27° C. Con una mínima de 12 y una máxima de 34 grados, temperaturas alcanzadas en los meses de enero y agosto. La vía de acceso se encuentra en el kilómetro 30 de la carretera asfaltada hacia El Atlántico.

La planta de incubación está ubicada en el municipio de Palencia, Guatemala.

El laboratorio (INAVILAB), se encuentra en la zona 1 de la Ciudad Capital de Guatemala.

### 5.2.2. Metodología trabajo experimental

1. Este estudio fue realizado en dos galeras (galera A y B) de aves reproductoras de cuarenta y nueve (49) semanas de edad.
2. Al material de la cama (cascarilla de arroz) de los nidos, se le colocó 10 gramos de formaldehído a la galera A, y 8 gramos de paraformaldehído a la galera B (dosis recomendada por el fabricante). (1,9)
3. En cada galera se dejaron cuatro (4) nidos de control, a los cuales no se les aplicó ningún producto.
4. Se tomaron tres (3) muestras de cama, de cada una de las galeras, a los cuatro días de haberse aplicado cada uno de los productos. Cada muestra se constituyó por submuestras tomadas de varios nidos, las cuales se homogenizaron para formar 3 muestras finales constituidas de diferentes submuestras.
5. Se tomaron también submuestras de los cuatro (4) nidos control para formar una muestra final de este grupo. En total fueron 4 muestras por galera (3 muestras de cama tratada con desinfectante y 1 muestra sin desinfectar).
6. Las muestras fueron analizadas en el laboratorio de Industrias Avícolas Integradas, S.A. (INAVILAB), haciendo para ello recuento de bacterias coliformes y observando ausencia o presencia de hongos. Se sacó el promedio de los resultados de cada grupo (A, B y control) para obtener un resultado de cada uno, y poder ver que producto funcionó mejor. (Ver cuadro 1, 2)
7. La muestra de huevo fértil se tomó el día jueves (cuarto día después de haber aplicado el producto) para poder hacer la carga, en las máquinas

incubadoras, el día domingo. Se realizaron tres cargas (tres para cada grupo en estudio y una para cada grupo control). Después del período de incubación, se sacó el porcentaje de incubabilidad de cada grupo y se comparó con la guía de manejo. (Ver cuadro 3 y apéndice 2 y 4). También se sacaron los porcentajes de hembras, machos y pollo de descarte. Se realizó ovoscopía y embriodiagnosia para sacar porcentajes de mortalidad temprana y huevos contaminados, como también huevos no nacidos. Posteriormente se compararon entre si, los porcentajes de los tres grupos.

### 5.2.3. Técnica para la preparación de diluciones decimales

1. Se pesaron 25 gr. de cada muestra (cascarilla de arroz).
2. La cifra pesada obtenida se multiplicó por 9 y el resultado de la multiplicación fue el volumen de mililitros de agua de peptona, tamponada al 0.1%, que se añadió a la muestra para obtener la dilución 1:10. Es decir, que se utilizaron 225 ml de agua de peptona al .01%.  
La mezcla de muestra y diluyente homogeneizada, constituyó la suspensión madre.
3. Se prepararon 74 tubos con agua de peptona al 0.1%.
4. Se transfirió 1 ml de la suspensión madre a un tubo conteniendo 9 ml de agua de peptona al 0.1%. Se mezcló durante 30 segundos. Se desechó la pipeta usada. Se transfirieron, de este primer tubo, 1 ml para el siguiente. Se repitió este procedimiento en 8 tubos más (muestras desinfectadas) y 9 tubos más en las muestras de nidos control. De esta forma se obtuvo la "serie de diluciones decimales".

#### 5.2.4. Método de siembra en superficie

A partir de la serie de diluciones decimales, que se realizó con anterioridad, se siembra 0.1 ml de cada dilución sobre la superficie bien seca de agar. (Chromocult y Sabouraud dextrosa 4%).

Técnica:

1. A partir de la serie de diluciones decimales, se transfirió 0.1 ml de cada una de las diluciones al mismo número de placas de agar (9 placas de cada agar para las muestras con desinfectante y 10 placas de cada agar para las muestras control). El inóculo se diseminó por la superficie del agar con la ayuda de un asa de vidrio estéril, evitando romperlo. Una vez utilizada el asa de vidrio, se desechó.
2. Se dejaron las placas en reposo, una vez sembradas, hasta que el inóculo fue absorbido.
3. Se incubaron las placas en posición invertida, evitando apilarlas en exceso y que contactaran con las paredes. Se incubó a  $31 \pm 1^\circ\text{C}$  durante 72 horas.
4. En el caso del cultivo de hongos, en medio Sabouraud, se dejaron a temperatura ambiente ( $25^\circ\text{C}$ ), en obscuridad y con presencia de humedad, durante 6 días.
5. Transcurrido el tiempo de incubación, se procedió al recuento de las colonias en aquellas placas donde aparecieron perfectamente aisladas.  
El número total de colonias contadas multiplicado por el factor de dilución de la placa dio como resultado el recuento total en 0.1 gramo o mililitro. La cifra obtenida multiplicada por 10 expresó el recuento total por gramo o mililitro de muestra analizada.

### 5.2.5. Análisis de datos

Los resultados obtenidos se presentan en cuadros y gráficas. Se hizo uso de estadística descriptiva (media aritmética, desviación estándar). Para el análisis del recuento de microorganismos se estimaron medias aritméticas y para la incubabilidad se estimaron proporciones.

Posteriormente se efectuaron pruebas de hipótesis por diferencia de proporciones.

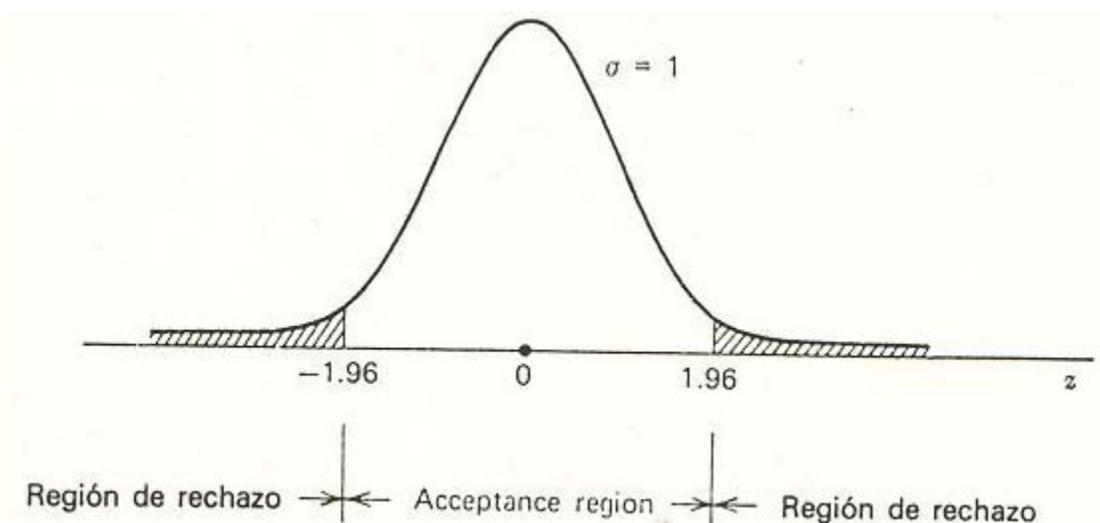
Fórmula utilizada:

$$Z = \frac{(P_2 - P_1)}{\sqrt{\frac{P_2(1 - P_2)}{n_2} + \frac{P_1(1 - P_1)}{n_1}}}$$

Ho:  $P_2 = P_1$

Hi:  $P_2 \neq P_1$

$\alpha : 0.05$



## VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La eliminación de bacterias en el material de cama fue completa en el grupo paraformaldehído (0 UFC/gr), mientras que con el formaldehído se obtuvo un recuento de  $22.3 \times 10^4$  UFC/gr, esto comparado con el grupo control (no se utilizó desinfectante) en el cual se obtuvo el recuento bacteriano más alto ( $278 \times 10^4$  UFC/gr). (Ver cuadro 4 y gráfica1)

En cuanto a hongos hubo presencia de éstos hasta la dilución  $10^4$ , tanto en el grupo formaldehído como en el grupo control, lo que nos indica que el formaldehído no fue efectivo contra hongos. En el grupo paraformaldehído hubo presencia de hongos hasta la dilución  $10^2$  lo que nos indica que logró controlar casi por completo el crecimiento de hongos, actuando como fungistático. La literatura consultada indica que ambos desinfectantes son efectivos contra bacterias y hongos (1,9), similar a los resultados obtenidos, en el caso de las bacterias; en cuanto a los hongos no coincidió por lo que se debe tener cautela en cuanto a la recomendación del fabricante respecto a la eficacia con hongos. (Ver cuadro 4)

En los grupos experimentales no se observó huevo explotado a diferencia del grupo control en el cual obtuvimos 0.26%, minimizando de esta forma los peligros que esto conlleva ya sea para todo el huevo o a los pollitos que nazcan en estas condiciones de contaminación (19). Además representa ahorro para la planta de incubación en cuanto al uso de productos para la desinfección de instalaciones, además de evitar pérdidas por bajo porcentaje de nacimientos y pollitos de mala calidad. (Ver cuadro 4 y gráfica 2)

En los resultados de la embriodiagnos si hubo diferencia estadísticamente significativa entre ambos grupos de desinfectantes siendo más efectivo el grupo paraformaldehído ya que hubo menor porcentaje de huevo no nacido (18.69%) y de mortalidad temprana lo que indica que el formaldehído si podría afectar el desarrollo

embrionario temprano. Principalmente la diferencia se observó en la mortalidad temprana ya que el grupo formaldehído tuvo un porcentaje de 53.7% y el grupo paraformaldehído de 9.2%. En cuanto al huevo contaminado hubo mayor porcentaje en el grupo paraformaldehído (18.5%), siendo la diferencia estadísticamente significativa con respecto al formaldehído (11.11%). (Ver cuadro 5, gráficas 3 y 4)

En los resultados obtenidos en el nacimiento (hembras y machos de primera y segunda y pollo mixto de descarte) no hubo diferencia estadísticamente significativa entre ambos grupos de desinfectantes en estudio. El formaldehído obtuvo porcentajes más bajos de hembras de primera (33.8%) y machos de primera (33%) comparado con el paraformaldehído que obtuvo 37.1% de hembras de primera y de machos de primera. En cuanto a hembras de segunda el formaldehído obtuvo 2% y el formaldehído 1.4%. El porcentaje de pollo mixto fue mayor en el grupo formaldehído (5.1%) comparado con el paraformaldehído (2.55%). (Ver cuadro 6, gráficas 5, 6 y 7)

El porcentaje de incubabilidad fue menor, en los dos grupos en estudio, que los ideales de cada variedad de gallina, pero la diferencia no fue estadísticamente significativa. El formaldehído obtuvo 74.69% comparado con el ideal de aves rojas de 83.2%. El paraformaldehído obtuvo 80.68% comparado con el ideal de aves blancas de 87.5%. (Ver cuadro 7 y 8, gráficas 8 y 9)

## VII. CONCLUSIONES

1. El paraformaldehído es más efectivo en la eliminación de bacterias y hongos en material de cama de nido comparado con el formaldehído.
2. Hubo ausencia de huevo explotado en ambos grupos.
3. En ambos grupos el porcentaje de incubabilidad fue menor comparado con los porcentajes de incubabilidad ideales. A pesar de ello no hubo diferencia estadísticamente significativa.
4. El grupo formaldehído tuvo más efectos adversos en las primeras etapas del proceso de incubación, comparado con el grupo paraformaldehído.
5. No hubo diferencia estadísticamente significativa en los porcentajes de nacimientos, a pesar de ello el paraformaldehído obtuvo mejores resultados que el formaldehído.

## VIII. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda el uso del paraformaldehído debido a que se obtuvo una mejor desinfección comparado con el formaldehído.
2. Realizar otro estudio como el presente pero siguiendo la trayectoria del pollito en granja, para poder observar la viabilidad de los pollitos nacidos de huevos de nidos desinfectados con los dos productos.
3. Realizar el mismo estudio en invierno, para determinar si existe variación en el efecto de los desinfectantes al cambiar las condiciones ambientales.

## IX. RESUMEN

En el presente trabajo se compararon dos desinfectantes aplicados al material de cama de nidos de aves reproductoras. La granja, donde se realizó el estudio, está ubicada en el municipio de San Antonio la Paz, El Progreso. El municipio se encuentra a una altura sobre el nivel del mar de 1,240 metros. La temperatura promedio es de 27° C, con una mínima de 12 y una máxima de 34 grados. El proceso de incubación se realizó en la planta de incubación ubicada en el municipio de Palencia, Guatemala. El análisis de muestras microbiológicas fue realizado en un laboratorio avícola ubicado en la ciudad Capital.

El estudio se realizó en dos galeras de aves reproductoras de cuarenta y nueve (49) semanas de edad. Las galeras se dividieron en tres secciones. El material de cama utilizado en los nidos fue cascarilla de arroz. En los nidos de una galera se aplicaron 8 gramos de paraformaldehído por nido y en la otra galera 10 gramos de formaldehído por nido. Estas dosis son las recomendadas por los fabricantes. En cada galera se dejaron nidos control los cuales no fueron desinfectados.

A los cuatro días de aplicados los desinfectantes, se tomó una muestra de las secciones de cada galera, es decir que se tomaron tres muestras de cada una. Estas muestras se constituyeron por submuestras tomadas de varios nidos, las cuales se homogenizaron. De igual forma se tomó la muestra del control de cada galera.

Las tres muestras de cada desinfectante en estudio y sus muestras control fueron analizados en el laboratorio, haciendo para ello recuento de bacterias coliformes y evaluando la presencia o ausencia de hongos.

Se sacó el promedio de los resultados de cada grupo y controles, para obtener un resultado de cada uno, y poder ver que producto funcionó mejor. El resultado del formaldehído fue de  $22.3 \times 10^4$  UFC/gr, el conteo del paraformaldehído fue de 0 UFC/gr y en el grupo control fue de  $278 \times 10^4$  UFC/gr.

La muestra de huevo fértil se tomó el mismo día que la muestra de cama. Se realizaron cuatro cargas, en las máquinas incubadoras, de cada grupo (tres para cada grupo en estudio y una para cada grupo control). Después del período de incubación, se sacó el porcentaje de incubabilidad de cada grupo y se comparó con la guía de manejo. El formaldehído obtuvo 74.69% y el paraformaldehído obtuvo 80.68%. También se sacaron los porcentajes de hembras, machos y pollo de descarte. Se realizó ovoscopía y embriodiagnosís para sacar porcentajes de mortalidad temprana y huevos contaminados, como también huevos no nacidos. Posteriormente se compararon entre sí, los porcentajes de los dos grupos.

El porcentaje de incubabilidad en ambos grupos en estudio fueron menores que el ideal, pero estadísticamente no hubo diferencia significativa. A pesar de ello el paraformaldehído fue más efectivo en la eliminación de bacterias y controló de manera más eficaz el crecimiento de hongos.

## X. BIBLIOGRAFÍA

1. Alphagen prills. 2003. (en línea). Antec Internacional. Consultado 05 may. 2004. Disponible en [http://www.antecint.co.uk/Main/pdf/alphagen\\_spanish\\_211102.pdf](http://www.antecint.co.uk/Main/pdf/alphagen_spanish_211102.pdf)
2. Calnek, BW. 2000. Enfermedades de las aves. Ed. J.A. Cedillo J. Trad. A Lemus Gamboa, AF Martínez Haro. 2 ed. México, D.F, El Manual Moderno. 1110 p.
3. Carter, GR. 1994. Bacteriología y micología veterinarias: Aspectos esenciales. Ed. A Lemus Gamboa. Trad. R Corsolio Pacheco. 2 ed. México, D.F, El Manual Moderno. 518 p.
4. Equipo de Técnicos de Poultry World. 1983. Avicultura Práctica. Trad. JL de la Loma. México, Continental, S.A. 211 p.
5. Iañez, E. 1998. Acción de los agentes químicos sobre las bacterias (en línea). Consultado 04 feb. 2004. Disponible en [http://www.ugr.es/~eianez/Microbiologia/19\\_Micro.htm](http://www.ugr.es/~eianez/Microbiologia/19_Micro.htm)
6. Manejo del huevo incubable. 2002 (en línea). Incubacol, S.A. Colombia. Consultado 10 feb. 2004. Disponible en <http://incubacol.com.co/>
7. North, MO; Bell, DD. 1993. Manual de producción avícola. Trad. AF. Martínez. 3 ed. México, El Manual Moderno. 829 p.
8. Microbiology Manual. 2000. Darmstadt, DE, Merck. 407 p.
9. Padilla, ME. 2002. Manejo de huevo incubable y productos de IQF (presentación diapositivas y documentos). Guatemala, Dysatir. 1 disco compacto, 8 mm.

10. Pascual Anderson, Ma. del R. 1989. Microbiología alimentaria: Detección de bacterias con significado higiénico-sanitario. Madrid, ES, Ministerio de Sanidad y Consumo. 440 p.
11. Plano CM; Di Matteo, AM. 2001. Atlas de patología de la incubación del pollo. 2 ed. Granja Tres Arroyos, S.A. Argentina, Embreex inc. 1 disco compacto, 8 mm.
12. Rodríguez, EF. 1999. La desinfección como práctica útil en la lucha contra las infecciones animales. (en línea). Consultado 04 feb. 2004. Disponible en [http://www.racve.es/muestra\\_actividad.php?id=80](http://www.racve.es/muestra_actividad.php?id=80)
13. Rodríguez, G. 2003 (a). Procedimientos básicos de preparación de muestras para análisis microbiológicos. Guatemala, Merck, S.A. 5 p.
14. \_\_\_\_\_. 2003 (b). Determinación de coliformes. Guatemala, Merck, S.A. 10 p.
15. Sumano, H; Ocampo, L. 2001. Farmacología veterinaria. 2 ed. México, McGraw-Hill/Interamericana. 680 p.
16. Técnicas para el manejo de huevos. 2000. 2ed. Estados Unidos de América, Chick Master Incubator Company. 28 p.
17. Tratamiento de huevos. 2003. (en línea). Revista Super Campo, Año I, No. 5. Argentina, Agrobot, S.A. Consultado 10 feb. 2004. Disponible en <http://www.agrobot.com/>
18. Vadillo, S; Píriz, S; Mateos, E. 2002. Manual de microbiología veterinaria. Madrid, ES, MacGraw-Hill/Interamericana. 853 p.

19. Wineland, M; Christopher, C. 1998. Contaminación de los huevos fértiles.(en línea). Trad. R del Pino. North Carolina State University. US. Consultado 24 mar. 2004.. Disponible en [http://www.geocities.com/raydelpino\\_2000/avicultura.html](http://www.geocities.com/raydelpino_2000/avicultura.html)
20. Winter, AR; Funk, EM. 1960. Poultry: Science and Practice. 5 ed. Estados Unidos de América, J. B. Lippincott Company. 549 p.

# **XI. ANEXOS**

CUADRO 1

## HOJA RESULTADOS RECuento DE BACTERIAS

GRUPO A FORMALDEHIDO 10 grs / nido				
DILUCION	Muestra 1	Muestra 2	Muestra 3	Control A
$10^{-2}$				
$10^{-3}$				
$10^{-4}$				
$10^{-5}$				
$10^{-6}$				
$10^{-7}$				
$10^{-8}$				
$10^{-9}$				
$10^{-10}$				

GRUPO B PARAFORMALDEHIDO 8 grs / nido				
DILUCION	Muestra 1	Muestra 2	Muestra 3	Control B
$10^{-2}$				
$10^{-3}$				
$10^{-4}$				
$10^{-5}$				
$10^{-6}$				
$10^{-7}$				
$10^{-8}$				
$10^{-9}$				
$10^{-10}$				

CUADRO 2

## HOJA RESULTADOS DE HONGOS

GRUPO A FORMALDEHIDO 10 grs / nido				
DILUCION	Muestra 1	Muestra 2	Muestra 3	Control A
$10^{-2}$				
$10^{-3}$				
$10^{-4}$				
$10^{-5}$				
$10^{-6}$				
$10^{-7}$				
$10^{-8}$				
$10^{-9}$				
$10^{-10}$				

GRUPO B PARAFORMALDEHIDO 8 grs / nido				
DILUCION	Muestra 1	Muestra 2	Muestra 3	Control B
$10^{-2}$				
$10^{-3}$				
$10^{-4}$				
$10^{-5}$				
$10^{-6}$				
$10^{-7}$				
$10^{-8}$				
$10^{-9}$				
$10^{-10}$				



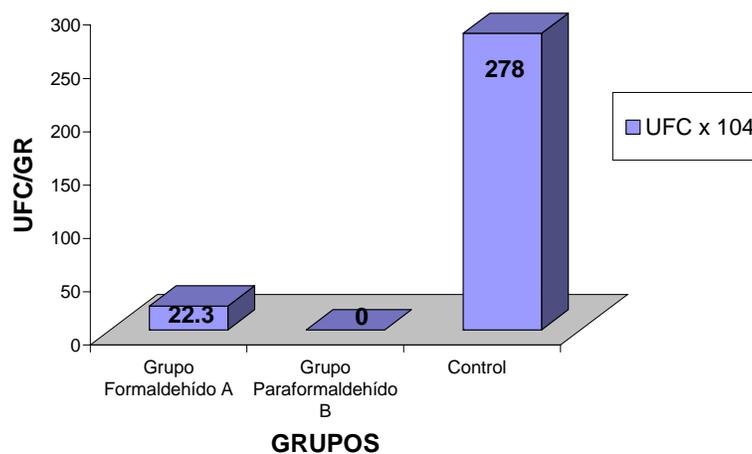
**CUADRO 4.**

Resultados obtenidos de análisis microbiológico de cama de nidos y porcentajes durante el período de incubación. Granja Reproductoras La Joya, San Antonio La Paz, El Progreso y Planta Incubación. 2004.

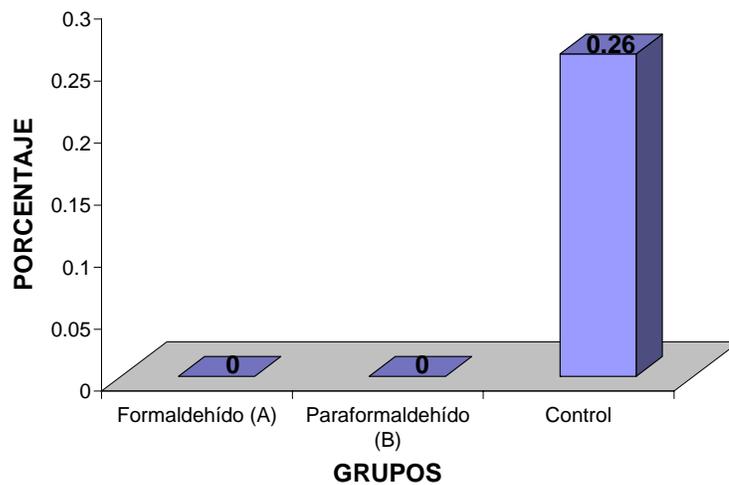
	FORMALDEHIDO	PARAFORMALDEHIDO	CONTROL
Contaminación de material de cama			
Hongos	Crecimiento dilución $10^4$ $22.3 \times 10^4$ UFC/gr	Crecimiento dilución $10^2$ 0 UFC/gr	Dilución $10^4$ $278 \times 10^4$ UFC/gr
Bacterias			
Huevo explotado	0%	0%	0.26%
Huevo contaminado	0.4%	0.6%	0.35%

**GRÁFICA 1**

**PROMEDIO DE UNIDADES FORMADORAS DE COLONIAS POR GRAMO DE MATERIAL DE CAMA DE NIDOS, GRANJA REPRODUCTORAS LA JOYA, SAN ANTONIO LA PAZ, EL PROGRESO. 2004**



## GRÁFICA 2

PORCENTAJE DE HUEVOS EXPLOTADOS DURANTE  
TRANSFERENCIA, PLANTA INCUBACION. 2004.

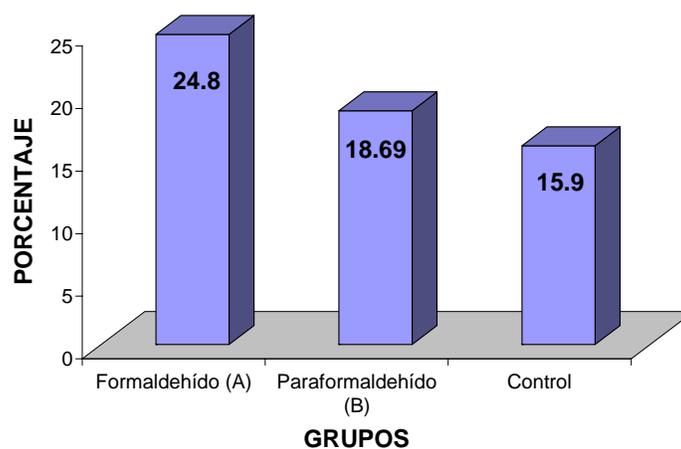
**CUADRO 5.**

Porcentajes obtenidos en la embriodiagnos, en Planta de Incubación, del huevo proveniente de Granja de Reproductoras La Joya, San Antonio La Paz, El Progreso. 2004.

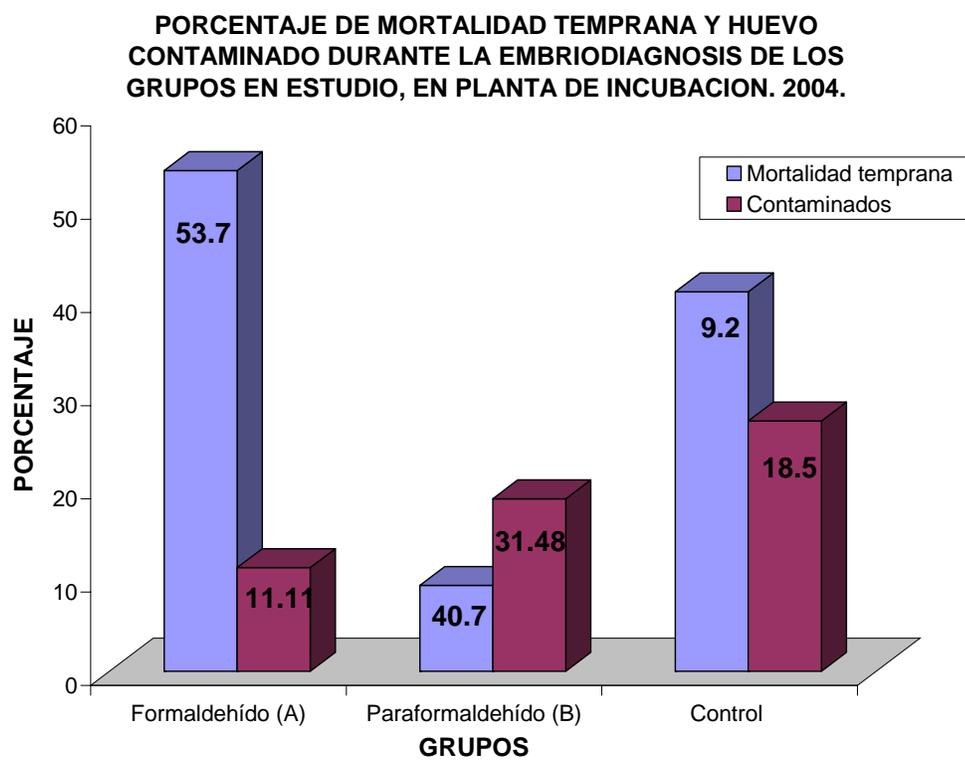
	FORMALDEHIDO	PARAFORMALDEHIDO	CONTROL
Huevo no nacido	22.8%	18.69%	15.9%
Mortalidad temprana huevo no nacido	53.7%	9.2%	40.7%
Huevo contaminado	11.11%	18.5%	26.84%

**GRÁFICA 3**

**PORCENTAJE DE HUEVO NO NACIDO DE LOS GRUPOS EN ESTUDIO Y GRUPO CONTROL EN PLANTA DE INCUBACION. 2004.**



## GRÁFICA 4



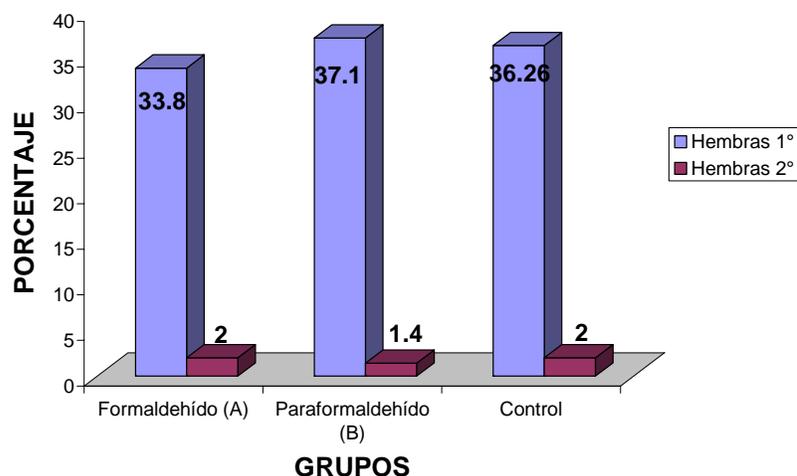
**CUADRO 6.**

Porcentajes obtenidos en el nacimiento de pollitos bebés, en Planta de Incubación, del huevo proveniente de Granja de Reproductoras La Joya, San Antonio La Paz, El Progreso. 2004.

	FORMALDEHIDO	PARAFORMALDEHIDO	CONTROL
Hembras de primera	33.8%	37.1%	36.26%
Hembras de segunda	2%	1.4%	2%
Machos de primera	33%	37.1%	38%
Machos de segunda	0.77%	2.46%	1.6%
Pollo mixto descarte	5.1%	2.55%	5.4%

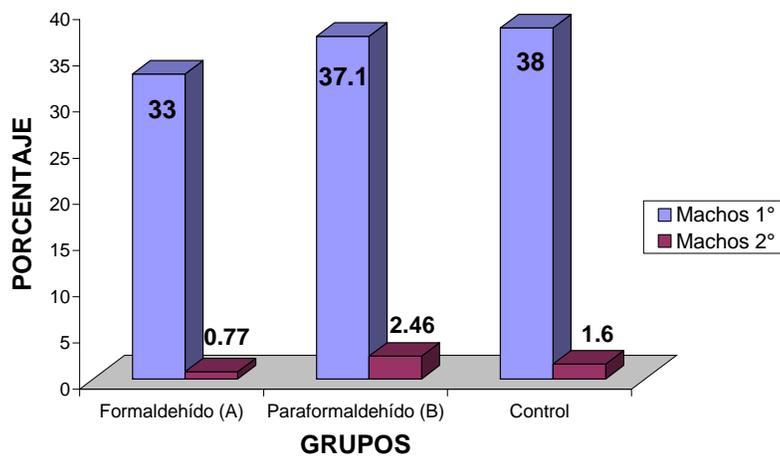
**GRÁFICA 5**

**PORCENTAJE DE HEMBRAS DE PRIMERA Y DE SEGUNDA DE LOS GRUPOS EN ESTUDIO, EN PLANTA DE INCUBACION. 2004.**



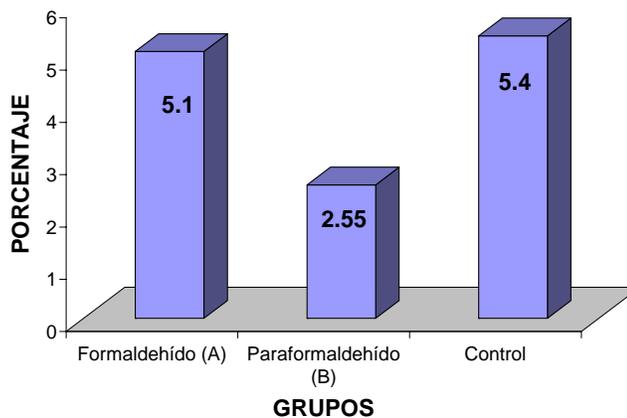
GRÁFICA 6

PORCENTAJE DE MACHOS DE PRIMERA Y DE SEGUNDA DE LOS EN ESTUDIO, EN PLANTA DE INCUBACION. 2004.



GRÁFICA 7

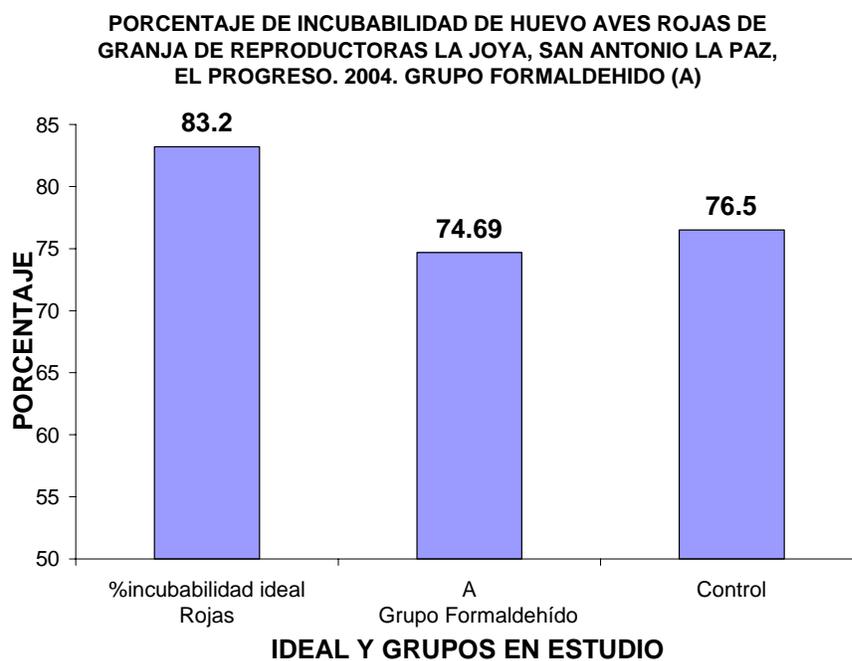
PORCENTAJE DE POLLO MIXTO DE DESCARTE DE LOS GRUPOS EN ESTUDIO, EN PLANTA DE INCUBACION. 2004.



**CUADRO 7.**

Porcentaje de incubabilidad aves rojas de Granja Reproductoras La Joya, San Antonio La Paz, El Progreso. 2004. (Grupo Formaldehído)

% INCUBABILIDAD IDEAL	FORMALDEHIDO	CONTROL
83.2%	74.69%	76.5%

**GRÁFICA 8**

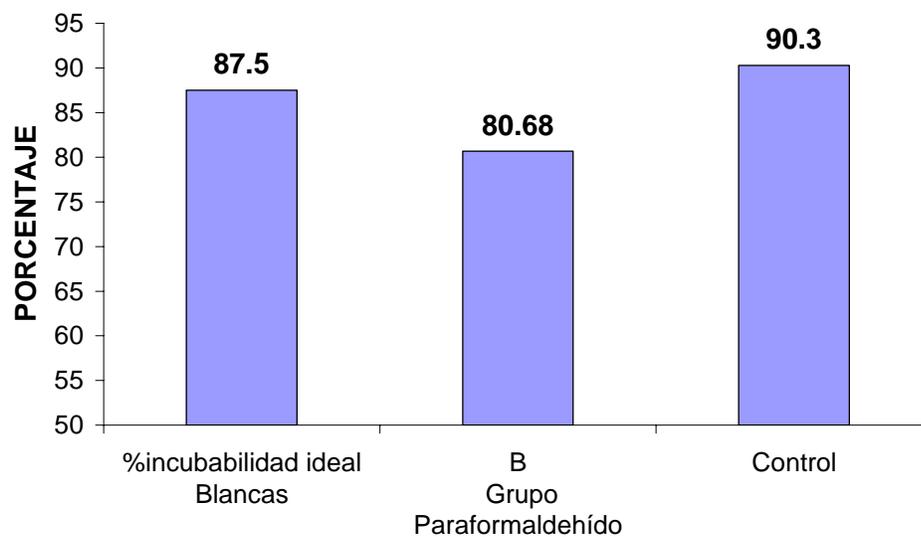
**CUADRO 8.**

Porcentaje de incubabilidad aves blancas de Granja Reproductoras La Joya, San Antonio La Paz, El Progreso. 2004. (Grupo Paraformaldehído)

% INCUBABILIDAD IDEAL	PARAFORMALDEHIDO	CONTROL
87.5%	80.68%	90.3%

**GRÁFICA 9**

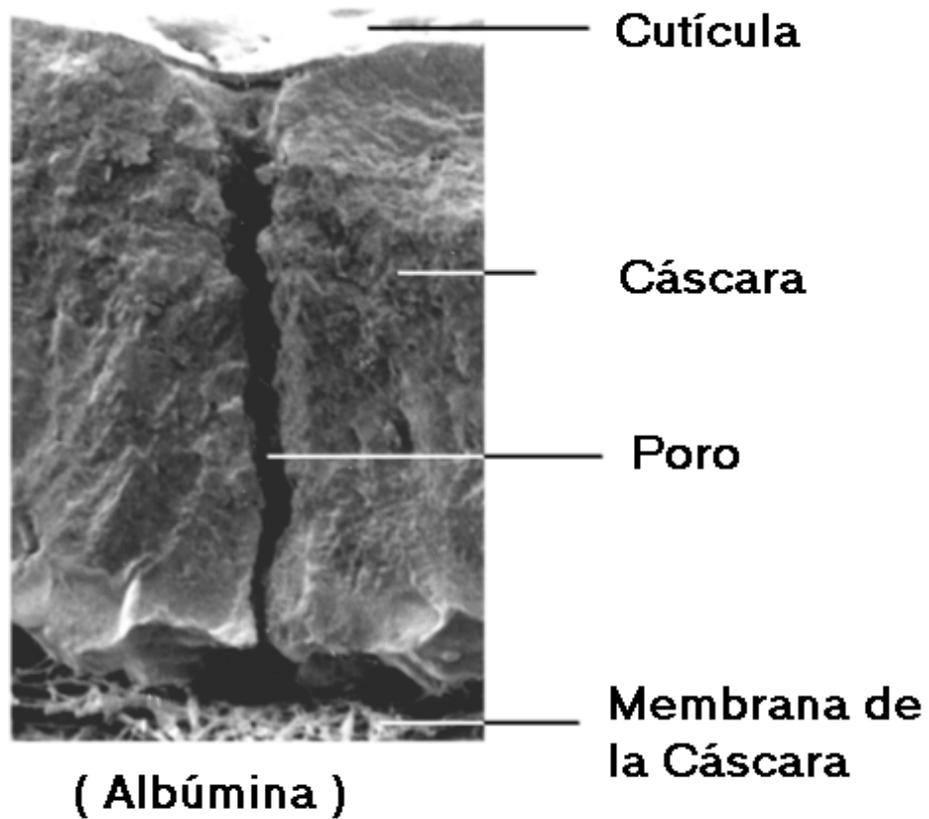
**PORCENTAJE DE INCUBABILIDAD DE HUEVO AVES BLANCAS DE GRANJA DE REPRODUCTORAS LA JOYA, SAN ANTONIO LA PAZ, EL PROGRESO. 2004. GRUPO PARAFORMALDEHIDO (B)**



**IDEAL Y GRUPOS DE ESTUDIO**

**APÉNDICES:**

Microfotografía de corte transversal de cascarón.



OBJETIVOS DE PRODUCCION DE LA REPRODUCTORA B300													
Edad	%	%	huevo	huevo	huevos	%	huevo	%	pollo/	pollas	huevos	huevos	pollas
	Viab.	prod.	peso	peso	/AA	huevos	inc/AA	incuba-	AA/	pollo/sem.	acum.	inc. acum.	acum. a
		AA	lb/caja	g/huevo	sem.	incu.	sem.	bilidad	sem.	/AA	/AA	/AA	50% rend.
													/AA
18	100	0.0	0.0	0	0		0		0	0	0	0	0
19	99.9	7.6	0.0	0	0.5		0		0	0	0.5	0	0
20	99.7	17.9	35.0	44.1	1.2		0		0	0	1.8	0	0
21	99.6	38.5	37.0	46.6	2.7		0		0	0	4.5	0	0
22	99.5	58.1	38.9	49.0	4.0		0		0	0	8.5	0	0
23	99.4	73.8	40.6	51.2	5.1		0		0	0	13.6	0	0
24	99.3	83.7	41.7	52.5	5.8	25	1.5	69.5	1.0	0.5	19.5	1.5	0.5
25	99.2	87.5	42.8	53.9	6.1	30	1.8	73.5	1.3	0.7	25.5	3.3	1.2
26	99.1	90.4	43.5	54.8	6.3	45	2.8	78.0	2.2	1.1	31.8	6.1	2.3
27	98.9	91.7	44.1	55.6	6.3	55	3.5	83.0	2.9	1.4	38.2	9.6	3.7
28	98.8	92.4	44.5	56.1	6.4	65	4.2	85.5	3.6	1.8	44.6	13.7	5.5
29	98.7	92.6	45.0	56.7	6.4	70	4.5	87.3	3.9	2.0	50.9	18.2	7.5
30	98.6	92.3	45.4	57.2	6.4	75	4.8	89.0	4.3	2.1	57.3	23.0	9.6
31	98.5	92.0	45.8	57.7	6.3	78	4.9	90.0	4.5	2.2	63.7	27.9	11.8
32	98.4	91.6	46.2	58.2	6.3	80	5.0	91.0	4.6	2.3	70.0	33.0	14.1
33	98.3	91.1	46.5	58.6	6.3	82	5.1	91.0	4.7	2.3	76.2	38.1	16.4
34	98.2	90.8	46.7	58.8	6.2	84	5.2	91.0	4.8	2.4	82.5	43.4	18.8
35	98.0	90.5	46.9	59.1	6.2	86	5.3	91.0	4.9	2.4	88.7	48.7	21.3
36	97.9	89.9	47.1	59.3	6.2	88	5.4	90.5	4.9	2.5	94.9	54.1	23.7
37	97.8	89.5	47.3	59.6	6.1	90	5.5	90.5	5.0	2.5	101.0	59.7	26.2
38	97.7	89.0	47.5	59.8	6.1	92	5.6	90.0	5.0	2.5	107.1	65.3	28.7
39	97.6	88.4	47.7	60.1	6.0	92	5.6	90.0	5.0	2.5	113.1	70.8	31.2
40	97.5	87.9	47.9	60.4	6.0	92	5.5	89.5	4.9	2.5	119.1	76.3	33.7
41	97.4	87.3	48.0	60.5	6.0	92	5.5	89.5	4.9	2.5	125.1	81.8	36.1
42	97.2	86.8	48.0	60.5	5.9	92	5.4	89.5	4.9	2.4	131.0	87.2	38.6
43	97.1	86.2	48.1	60.6	5.9	92	5.4	89.0	4.8	2.4	136.8	92.6	41.0
44	97.0	85.7	48.2	60.7	5.8	92	5.4	89.0	4.8	2.4	142.6	98.0	43.4
45	96.9	85.1	48.3	60.9	5.8	92	5.3	89.0	4.7	2.4	148.4	103.3	45.7
46	96.8	84.6	48.3	60.9	5.7	92	5.3	88.0	4.6	2.3	154.1	108.6	48.0
47	96.7	84.0	48.4	61.0	5.7	92	5.2	88.0	4.6	2.3	159.8	113.8	50.3
48	96.6	83.5	48.4	61.0	5.6	92	5.2	87.5	4.5	2.3	165.5	119.0	52.6
49	96.4	83.0	48.5	61.1	5.6	92	5.2	87.5	4.5	2.3	171.1	124.1	54.9
50	96.3	82.4	48.5	61.1	5.6	92	5.1	87.5	4.5	2.2	176.6	129.3	57.1
51	96.2	81.8	48.5	61.1	5.5	92	5.1	87.0	4.4	2.2	182.1	134.3	59.3
52	96.1	81.2	48.6	61.2	5.5	92	5.0	87.0	4.4	2.2	187.6	139.3	61.5
53	96.0	80.6	48.6	61.2	5.4	92	5.0	87.0	4.3	2.2	193.0	144.3	63.7
54	95.9	80.0	48.6	61.2	5.4	92	4.9	86.5	4.3	2.1	198.4	149.3	65.8
55	95.8	79.4	48.7	61.4	5.3	92	4.9	86.5	4.2	2.1	203.7	154.2	67.9
56	95.7	78.8	48.7	61.4	5.3	91	4.8	86.5	4.2	2.1	209.0	159.0	70.0
57	95.5	78.2	48.8	61.5	5.2	89	4.7	86.0	4.0	2.0	214.2	163.6	72.0
58	95.4	77.6	48.8	61.5	5.2	89	4.6	86.0	4.0	2.0	219.4	168.2	74.0
59	95.3	77.0	48.8	61.5	5.1	89	4.6	86.0	3.9	2.0	224.5	172.8	75.9
60	95.2	76.4	48.9	61.6	5.1	89	4.5	85.5	3.9	1.9	229.6	177.3	77.9
61	95.1	75.8	48.9	61.6	5.0	89	4.5	85.5	3.8	1.9	234.7	181.8	79.8
62	95.0	75.2	48.9	61.6	5.0	89	4.5	85.5	3.8	1.9	239.7	186.3	81.7
63	94.9	74.6	49.0	61.7	5.0	89	4.4	85.0	3.7	1.9	244.6	190.7	83.6
64	94.8	74.0	49.0	61.7	4.9	89	4.4	85.0	3.7	1.9	249.5	195.1	85.4
65	94.6	73.4	49.0	61.7	4.9	89	4.3	85.0	3.7	1.8	254.4	100.4	87.3
66	94.5	72.8	49.1	61.9	4.8	89	4.3	84.5	3.6	1.8	259.2	203.7	89.1
67	94.4	72.2	49.1	61.9	4.8	89	4.2	84.5	3.6	1.8	264.0	207.9	90.9
68	94.3	71.6	49.2	62.0	4.7	88	4.2	84.5	3.5	1.8	268.7	212.1	92.6
69	94.2	71.0	49.2	62.0	4.7	88	4.1	84.5	3.5	1.7	273.4	216.2	94.4
70	94.1	70.0	49.2	62.0	4.6	88	4.1	84.5	3.4	1.7	278.0	220.3	96.1
71	94.0	69.8	49.2	62.0	4.6	88	4.0	84.5	3.4	1.7	282.6	224.3	97.8
72	93.8	69.2	49.2	62.0	4.5	88	4.0	84.5	3.4	1.7	287.2	228.3	99.5

## NORMAS DE PRODUCCIÓN

Edad (sem.)	Viab. %	% de puesta por gallina presente	Huevos /semana/ gallina alojada	Número de huevos acumulado gallina/alojada	Huevos incubables %	Huevos incubab/ gallina alojada	Cúmulo huevos incubab/ gallina alojada	Pollitas/ gallina alojada	Cúmulo pollitas/ gallina alojada	Nacimientos pollitas %
18	100.0									
19	99.8									
20	99.6	5.0	0.35	0.3						
21	99.4	30.0	2.09	2.4						
22	99.2	60.0	4.17	6.6						
23	99.0	84.0	5.82	12.4						
24	98.8	89.0	6.16	18.6						
25	98.6	91.0	6.28	24.9	80.0	5.02	5.0	1.83	1.8	36.5
26	98.4	92.5	6.37	31.2	85.0	5.42	10.4	2.05	3.9	37.8
27	98.2	93.0	6.39	37.6	89.0	5.69	16.1	2.22	6.1	39.0
28	98.0	93.0	6.38	44.0	91.0	5.81	21.9	2.32	8.4	40.0
29	97.8	93.0	6.37	50.4	93.0	5.92	27.9	2.42	10.8	40.8
30	97.6	93.0	6.35	56.7	94.0	5.97	33.8	2.47	13.3	41.4
31	97.4	93.0	6.34	63.1	95.0	6.02	39.9	2.53	15.8	42.0
32	97.2	93.0	6.33	69.4	95.0	6.01	45.9	2.54	18.4	42.2
33	97.0	93.0	6.31	75.7	95.0	6.00	51.9	2.54	20.9	42.4
34	96.8	93.0	6.30	82.0	95.0	5.99	57.8	2.54	23.5	42.4
35	96.6	93.0	6.29	88.3	95.0	5.97	63.8	2.53	26.0	42.4
36	96.4	92.6	6.25	94.5	95.0	5.94	69.8	2.52	28.5	42.4
37	96.2	92.2	6.21	100.8	95.0	5.90	75.7	2.50	31.0	42.4
38	96.0	91.8	6.17	106.9	95.0	5.86	81.5	2.48	33.5	42.4
39	95.8	91.4	6.13	113.1	95.0	5.82	87.3	2.47	36.0	42.4
40	95.6	91.0	6.09	119.1	94.5	5.75	93.1	2.44	38.4	42.4
41	95.4	90.4	6.04	125.2	94.5	5.70	98.8	2.42	40.8	42.4
42	95.2	89.8	5.98	131.2	94.5	5.66	104.5	2.40	43.2	42.4
43	95.0	89.2	5.93	137.1	94.5	5.61	110.1	2.37	45.6	42.3
44	94.8	88.6	5.88	143.0	94.0	5.53	115.6	2.33	47.9	42.2
45	94.6	88.0	5.83	148.8	94.0	5.48	121.1	2.31	50.2	42.1
46	94.4	87.4	5.78	154.6	94.0	5.43	126.5	2.28	52.5	42.0
47	94.2	86.8	5.72	160.3	93.5	5.35	131.8	2.24	54.8	41.9
48	94.0	86.2	5.67	166.0	93.5	5.30	137.2	2.22	57.0	41.8
49	93.8	85.6	5.62	171.6	93.5	5.26	142.4	2.19	59.2	41.6
50	93.6	85.0	5.57	177.2	93.0	5.18	147.6	2.13	61.3	41.2
51	93.4	84.3	5.51	182.7	93.0	5.13	152.7	2.10	63.4	40.9
52	93.2	83.6	5.45	188.1	93.0	5.07	157.8	2.06	65.4	40.6
53	93.0	82.9	5.40	193.5	92.5	4.99	162.8	2.01	67.5	40.2
54	92.8	82.2	5.34	198.9	92.5	4.94	167.7	1.97	69.4	39.8
55	92.6	81.5	5.28	204.1	92.0	4.86	172.6	1.91	71.3	39.4
56	92.4	80.8	5.23	209.4	92.0	4.81	177.4	1.88	73.2	39.0
57	92.2	80.1	5.17	214.5	91.5	4.73	182.1	1.83	75.0	38.6
58	92.0	79.3	5.11	219.7	91.5	4.67	186.8	1.79	76.8	38.2
59	91.8	78.5	5.04	224.7	91.0	4.59	191.4	1.73	78.5	37.7
60	91.6	77.7	4.98	229.7	90.5	4.51	195.9	1.68	80.2	37.3
61	91.4	76.9	4.92	234.6	90.5	4.45	200.3	1.64	81.9	36.8
62	91.2	76.1	4.86	239.5	90.0	4.37	204.7	1.59	83.5	36.4
63	91.0	75.3	4.80	244.3	89.5	4.29	209.0	1.54	85.0	35.9
64	90.8	74.5	4.74	249.0	89.0	4.21	213.2	1.50	86.5	35.5
65	90.6	73.7	4.67	253.7	88.5	4.14	217.4	1.45	87.9	35.0
66	90.4	72.7	4.60	258.3	87.5	4.03	221.4	1.39	89.3	34.5
67	90.2	71.7	4.53	262.8	87.0	3.94	225.3	1.34	90.7	34.0
68	90.0	70.7	4.45	267.2	86.5	3.85	229.2	1.29	92.0	33.5
69	89.8	69.7	4.38	271.6	86.0	3.77	232.9	1.24	93.2	33.0
70	89.6	68.7	4.31	275.9	85.0	3.66	236.6	1.19	94.4	32.5

**Nota :** Las normas y de manera general, todos los elementos en cifras que figuran en este manual han sido establecidos en base a resultados obtenidos en pruebas controladas en condiciones precisas o en base a resultados obtenidos por nuestros clientes. No podrían constituir en ningún caso una garantía de obtención de los mismos resultados, bajo otras condiciones nutricionales, de densidad, de ambiente físico o biológico.