

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA  
LA MOLINA**

**Facultad de Zootecnia**

**Departamento Académico de Nutrición**



**“EVALUACIÓN DE CAMA DE OCTAVO REUSO Y SU  
EFECTO SOBRE LA EFICIENCIA ALIMENTARIA,  
PRODUCTIVA Y SANITARIA DE POLLOS DE CARNE”**

**Trabajo Monográfico para optar el título de**

**INGENIERO ZOOTECNISTA**

(Modalidad de Examen Profesional)

Miguel Ángel Reeves Garay

**Lima - Perú**

**2014**

# ÍNDICE GENERAL

	Página
ÍNDICE GENERAL	
ÍNDICE DE CUADROS	
ÍNDICE DE GRÁFICOS	
RESUMEN	
I. INTRODUCCION	1
II.- REVISIÓN DE LITERATURA	2
2.1. Cama	2
2.1.1 Definición y Funciones	2
2.1.2 Características	2
2.1.3 Tipos de material de cama	3
2.1.4 Manejo de cama	4
2.1.5 Relación entre factores ambientales y manejo de la cama	8
2.1.6 Reuso de cama	9
2.1.7 El amoniaco	12
2.1.8 Microbiología	14
2.1.9 Enfermedades transmitidas por cama	15
2.2. Sistema Inmune Aviar	17

2.2.1 Bursa	18
2.2.2 Bazo	18
2.2.3 Evaluación del sistema inmune aviar	19
III. MATERIALES Y MÉTODOS	21
3.1. Lugar de estudio	21
3.2. Instalaciones y equipos de crianza	21
3.3. Animales experimentales	21
3.4. Tratamientos	21
3.5. Material de cama	22
3.6. Alimentación	22
3.7. Manejo	22
3.8. Medición de Parámetros Productivos	23
3.9. Medición de Parámetros de Sanidad	24
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES	26
V. CONCLUSIONES	31
VI. RECOMENDACIONES	32
VII. BIBLIOGRAFIA	33
VIII. ANEXOS	41

## INDICE DE CUADROS

Cuadro 1: Ventajas y desventajas de algunos materiales de cama

Cuadro 2: Mortalidad semanal en pollos de carne criados sobre cama nueva y cama reusada.

Cuadro 3: Pesos corporales semanales de pollos de carne criados sobre cama nueva y reusada.

Cuadro 4: Parámetros productivos de pollos de carne al final de la campaña criados sobre cama nueva y en cama reusada.

Cuadro 5: Nivel de amoníaco semanal (ppm) en cama nueva y cama reusada.

Cuadro 6: Recuento de Coliformes y *E. Coli*, Mohos Levaduras y aerobios mesófilos por gramo de cama, de pollos criados sobre cama nueva y sobre cama reusada, al inicio de campaña.

Cuadro 7: Recuento de Coliformes y *E. Coli*, Mohos Levaduras y aerobios mesófilos por gramo de cama, de pollos criados sobre cama nueva y sobre cama reusada, al final de campaña.

## **INDICE DE GRÁFICOS**

Gráfico 1: Pesos corporales semanales de pollos de carne criados sobre cama nueva y reusada.

Gráfico 2: Nivel de amoniaco semanal (ppm) en cama nueva y cama reusada.

## **RESUMEN**

El reuso de cama es una práctica cada vez más frecuente principalmente por razones económicas. El presente trabajo comparó la calidad del producto, a través del control de los parámetros productivos; además se realizó un enfoque sanitario de la crianza comercial de pollos de carne tanto en cama nueva como en cama de octavo reuso, para lo cual se utilizó 132,000 pollos BB de carne, de la línea genética Ross, la mitad machos; siendo distribuidos al azar en 6 galpones para machos (11,000 aves) y 6 galpones para hembras (11,000 aves) en dos núcleos en Huaura de la empresa Redondos S.A. Al final de la campaña, las aves criadas sobre cama nueva obtuvieron mejores parámetros productivos que el grupo criado sobre cama reusada tal como fue determinado por el Índice de Eficiencia Productiva Europea (I.E.P.E).

## I. INTRODUCCIÓN

La industria avícola ha cambiado y crecido durante los últimos años más que cualquier otro sector de la producción animal. El corto periodo de crecimiento y engorde del pollo de carne lo ha convertido en la base principal de la producción masiva de carne aviar de consumo habitual; con un consumo per cápita de 27 Kg este año. Razón por la cual esta industria es una de las líderes en nuestro país.

La industria avícola se caracteriza por la producción de pollos de carne cada vez más precoces, como consecuencia de los avances en genética, nutrición, sanidad y manejo; factores que sustentan la crianza moderna. Debido a ello es constante la búsqueda de alternativas que lleven a reducir los costos de producción sin perjudicar el desempeño productivo ni el desempeño sanitario, optimizando la crianza con el fin de obtener mejores resultados económicos (Clementino 2000, citado por Vejarano 2005).

La calidad de la cama afecta la expresión del potencial genético de las aves, eficiencia alimentaria y productiva, debido a su consumo y estrecho contacto (Lacy, 2002b; Tabler, 2000; citado por Vejarano 2005). El manejo de la cama es tan importante como la ventilación, la nutrición, el programa de luz, la calidad de agua y la eficiencia del programa sanitario en la producción avícola; es por ello que su adecuado manejo es un aspecto importante en la producción económica de pollos de engorda sanos (Bland y Ghazikhznizn, 1998; citado por Vejarano 2005).

La reutilización de la cama nos permite de una manera eficiente bajar los costos de producción; enfrentar el problema de la escasez de materiales para cama, el cual es escaso y caro; controlar mejor la contaminación ambiental, debido a la presencia de fosforo que contiene el material de cama cuando es usado como fertilizante (López, 2001).

En la actualidad, en el país existen algunas empresas avícolas que no reutilizan la cama y hay otras que si lo hacen, éstas generalmente trabajan con un máximo de ocho a diez reúsos; por lo cual es necesario conocer las diferencias económicas, productivas y sanitarias entre la cama nueva y el máximo de reúsos que se usa actualmente.

El objetivo de la presente investigación fue evaluar el material de cama de octavo reuso en comparación de una cama nueva; mediante los parámetros de consumo de alimento, ganancia de peso, conversión alimenticia, uniformidad, mortalidad y eficiencia sanitaria.

## **II. REVISION DE LITERATURA**

### **2.1. CAMA**

#### **2.1.1 DEFINICIÓN Y FUNCIONES**

Es el material con el que se cubre el piso del galpón, que por lo común es higroscópico (capacidad de algunas sustancias de absorber humedad o cederla al medioambiente) y además contiene diversos microorganismos como bacterias y virus. El estado de la cama está caracterizado por sus propiedades físicas y químicas muy específicas que determinan la cantidad y tipo de microorganismos presentes en ella (Castillo, 2001).

Castillo (2001) también menciona que las principales funciones atribuidas a la cama son las de modificar en parte las propiedades del suelo de dureza, evaporación de la humedad y de los gases presentes en el material fecal, promover la sequedad por incremento de la superficie del área del piso, diluir el material fecal reduciendo en contacto de las aves con sus desechos, aislar a las aves de la humedad del frío del suelo, actuando de manera de colchón, y proveer calor a través de la fermentación de microorganismos, además de evitar la adherencia de las deyecciones y facilitar el barrido y manejo de la 'pollinaza' (material compuesto de heces, cama, orina, restos de alimento, mucosa intestinal descamada, secreciones glandulares, microorganismos de la biota intestinal, sales minerales, plumas, entre otros).

#### **2.1.2. CARACTERÍSTICAS**

Para poder contar con un buen material de cama, es necesario que éste reúna las siguientes condiciones: gran poder de absorción de la humedad en su superficie (absorber mínima cantidad de humedad del medio ambiente), muy poroso y esponjoso, con lo cual se evitara en parte el peligro del apelmazamiento, hallarse bien seco, ser buen aislante de la temperatura, ausencia de polvo y suciedad, estar exento de mohos, fermentaciones o malos olores, ser lo más económico posible y, sobre todo, que se halle fácilmente en la propia localidad para tenerlo disponible en un momento dado y evitar gastos de transporte. El material de cama debe ser suave y confortable para evitar lesiones en las patas y pecho en las aves (De Almeida, 1986; Paganini, 2004).



El tamaño de las partículas tiene gran importancia en la compactación de la cama, la absorción de humedad y la disminución de ulceraciones en el pecho de las aves. Partículas muy pequeñas pueden causar problemas digestivos y respiratorios en las aves. Por otro lado, partículas groseras causan problemas de celulitis en pollos debido a que las lesiones permiten, por ejemplo, el crecimiento de *Escherichia coli* (Clementino, 2000; citado por Vejarano, 2005), adicionalmente puede servir como fertilizante de pasturas y como insumo alimenticio para ganado bovino (Lacy, 2002b; Nunes, 1986)

### **2.1.3 TIPOS DE MATERIAL DE CAMA**

Existen varios productos y restos de cultivos agrícolas que son usados como material de cama. El material más usado depende de su disponibilidad, características físicas, químicas, microbiológicas y de su costo (Paganini, 2004)

Los tipos más usados de material de cama son la viruta de madera, cascarilla de arroz o combinación de estas (Bland y Ghazikhanian, 1998). En la crianza de pollos, la viruta de madera es un material excelente como cama, aunque en los primeros días, cuando está muy suelta puede introducirse fácilmente en los bebederos ensuciándolos; este material es difícil de conseguir, su costo es elevado y almacenado en deficientes condiciones puede acrecentar problemas de aspergilosis (Lacy, 2002; Malone, 1987).

Debe evitarse el uso de viruta de gran tamaño porque su capacidad de absorber la humedad es bastante baja y puede causar daño en la piel del pollo (Bland y Ghazikhanian, 1998). Otros productos utilizados son la paja de trigo cortada, panca de maíz trozado, aserrín, lino molido, papel picado, coronta picada de maíz y diversos materiales alternativos de origen vegetal, tales como hojas de yuca, cáscara de café y gramíneas. También se pueden usar materiales de origen mineral tales como cenizas, yeso refinado (Bland y Ghazikhanian, 1998; Clementino et al, 2000). La cascarilla de arroz y la cáscara de maní son de bajo costo pero su principal desventaja es que pueden contener grandes cantidades de esporas de hongos (Lacy, 2002; Bland y Ghazikhanian, 1998; Malone, 1987).

La friabilidad es un término que define cuan fácilmente se desmorona la cama en las manos y está directamente relacionado con la cantidad de agua que ha penetrado en la superficie de esta. El material de cama compuesto de partículas muy pequeñas

tiende a compactarse reteniendo agua y reduciendo la friabilidad de la cama, por el contrario, materiales medianamente gruesos y de tamaño irregular mantienen su friabilidad (Tabler, 2000; Castillo, 2001; Lacy, 2002; citado por Tambini, 2007).

**Cuadro 1:** Ventajas y desventajas de algunos materiales de cama

MATERIAL DE CAMA	VENTAJAS Y DESVENTAJAS
Viruta y aserrín de Pino	Material predilecto, difícil de conseguir y alto costo.
Viruta y aserrín de madera dura	Capta fácilmente la humedad y es susceptible al crecimiento de mohos si es mal almacenado.
Astillas de pino y Madera dura	Uso satisfactorio, pero si esta húmeda causa incremento de la incidencia de ampollas en la piel.
Cascara de arroz.	Buen material de cama, disponible por su bajo costo. Los pollitos pueden ingerirlo como alimento.
Cascara de maní.	Bajo costo en áreas de producción de maní. Tiende a endurecerse pero puede ser manejado
Bagazo (Caña de azúcar)	Tiende a apelmazarse los primeros días.
Coronta de maíz	Disponibilidad limitada. Puede causar problemas de ampollas en el pecho del ave.
Paja cortada de heno	Tiende a apelmazarse. Favorece el crecimiento de mohos.

Fuente: (Lacy, 2002a)

#### 2.1.4 MANEJO DE CAMA

El manejo está dirigido a controlar sus propiedades físicas y químicas con el fin de reducir la carga microbiana (Castillo 2001). La cama debe ser manejada para controlar el nivel de humedad, la producción de polvo, amoniaco y para prevenir la proliferación de insectos (Lacy 2002b; Noll.1992). El porcentaje ideal de humedad en la cama es de 25 a 35% (Paganini, 2004). Un buen manejo de la cama comienza con el control de su humedad, aún antes de su colocación en los galpones, ya que si no es guardada adecuadamente y está húmeda, cuando se extienda en el galpón, los problemas de amoniaco probablemente serán difíciles de controlar (Lott y Donald, 1997a). La introducción de bebederos tipo niple en los galpones tiene un significativo efecto en las concentraciones de amoniaco. Los beneficios son grandes y disminuye la pérdida de agua. (Háfez, 2002).

El estado físico de la cama refleja muchas veces las condiciones nutricionales y sanitarias del lote, así como la capacidad de manejo dentro del galpón de la cama propiamente dicha; es decir, una cama permanentemente mal cuidada puede reportar

un aumento de la mortalidad por coccidiosis, así como una mayor infección, y si se halla en condiciones de humedad, favorece la aparición de las ampollas en el pecho de las aves (Czarick, 2004).

Los factores que afectan la calidad y la vida útil de la cama son: la humedad, densidad, estación del año, ventilación, tipo de dieta, edad de las aves, tipos de bebederos empleados, tipo de material de cama y número de reúsos (Bland y Ghazikhanian, 1998; Castillo, 2001; Paganini, 2004). El uso de poca cantidad de material de cama dificulta el manejo de la misma (Arenizao, 2001).

#### **2.1.4.1 CAUSAS DE CAMA HÚMEDA**

La humedad de la cama viene naturalmente, en su mayor parte, de las deyecciones de las aves, y en parte en la cantidad de agua expedita en la respiración; pero existen ciertos factores que provocan un incremento en su humedad, los cuales son: nutrición, agentes infecciosos, manejo, tipo de construcción, equipo y ambiente, estos factores nunca actúan solos, sino en conjunto, interrelacionándose (Háfez, 2002).

Entre las principales causas tenemos: mal manejo de bebederos, tipos de bebedero (bebederos tipo niple mantienen la cama más seca que los bebederos de tipo pendular) (Paganini, 2004); chupones de niples mal ajustados, problemas de estrés producto de una inadecuada ventilación y excesiva densidad poblacional (Bland y Ghazikhanian, 1998; Czarick ; Lacy, 2002b); Las altas temperaturas y la humedad del ambiente tienen una amplia influencia sobre el consumo de agua y un gran impacto en la calidad de la cama, debido al incremento de deyecciones más acuosas (De Almeida, 1986).

También originan humedad en la cama las diarreas fisiológicas, las cuales pueden ser causadas por fallas en la nutrición (altos consumos de minerales como potasio, sodio magnesio; exceso de proteína en la dieta causan un consumo excesivo de agua y producen heces acuosas). Así mismo, el trigo, centeno, salvado de soya, cebada y yuca, frecuentemente causan heces acuosas (De Almeida, 1986; Paganini, 2004).

Las micotoxinas causan diarreas, irritando el tracto digestivo y produciendo marcados cambios patológicos en los riñones que incrementan el consumo de

agua y por lo tanto producen deyecciones húmedas (Butcher, 1993; De Almeida, 1986; Paganini, 2004). Agentes infecciosos como *Escherichia coli*, reovirus, adenovirus, y todos los virus asociados con el síndrome de mala absorción de nutrientes y la coccidiosis, tienen un efecto adverso en la consistencia de las deyecciones de las aves y muchas veces llevan a cuadros entéricos agudos con diarrea (Butcher, 1993).

#### **2.1.4.2 CONSECUENCIAS DE LA CAMA HÚMEDA**

Las principales consecuencias originadas por cama húmeda son necrosis de almohadillas plantares (conlleva a problemas de patas), ampollas pectorales, costras y magulladuras (conlleva a problemas infecciosos) (Schrader et al., 2004). Todos estos problemas llevan a condenaciones de carne e inducen la formación de altos niveles de amoníaco, traducándose esto en una disminución del peso del animal y aumento de morbilidad y mortalidad (Bland y Ghazikhanian, 1998; Lacy, 2002b; Tabler, 2000).

Por otro lado, la cama húmeda incrementa los problemas de coccidiosis debido a que se provee un ambiente ideal para la esporulación de ooquistes (Bland y Ghazikhanian, 1998; Butcher, 1993; Czarick, 2004; Lacy, 2002b; Tabler, 2000).

#### **2.1.4.3 MEDIDAS PARA MANTENER UNA CAMA SECA**

Un factor que contribuye a lograr que la cama se conserve seca es el no poner más aves por metro cuadrado que lo recomendado (40 a 60 pollos BB/m<sup>2</sup>). Una gran concentración de animales hace que la cantidad de deyecciones por unidad de superficie de cama sea más elevada, con lo que se incrementa el peligro de una cama húmeda. En la conservación de una cama en buen estado también tiene importancia el evitar que los bebederos puedan tener derrames, para lo cual no solo habrá que procederse con cuidado en su elección, sino incluso en su instalación y funcionamiento. Generalmente la parte de cama que se halla en peores condiciones de humedad es la situada en la cercanía de los bebederos, por lo cual siempre habrá que revisarla con cuidado para reemplazarla si se da el caso (Castillo, 2001).

No debe regatearse esfuerzos en sacar toda la cama que se observa húmeda, apelmazada o en malas condiciones, especialmente aquella cercana a los

comederos y bebederos, ya que con ello se contribuye a mantener el más alto grado de sanidad del galpón. Siempre que se saque alguna zona de cama húmeda o apelmazada, habrá que remover bien el resto, mezclándolo con la cama nueva que se añade. Lo que nunca debe hacerse es cubrir con cama fresca un sector humedecido, ya que toda la zona entraría rápidamente en descomposición y ello sería aún peor que el haber dejado la cama como estaba. Se debe mantener una adecuada ventilación e incrementarla ligeramente durante las primeras semanas de crecimiento, especialmente si se percibe olor a amoníaco (Paganini, 2004).

De lo contrario, el peligro a una excesiva humedad en la cama es que ésta se halle extremadamente seca; aunque esto no es frecuente en condiciones normales, cabe la posibilidad de que durante el verano, cuando la humedad ambiental exterior es baja y con el empleo de ciertos materiales como cama, la sequedad de ésta sea tan excesiva que se creen problemas de polvo, lo que, a su vez, puede aumentar la incidencia de algunas enfermedades respiratorias (Tabler, 2000). Camas muy secas o polvorientas pueden causar problemas de deshidratación en pollitos BB (Lacy, 2002b).

El manejo adecuado de cama se da removiendo zonas húmedas o demasiado secas, almacenar la cama en un área seca antes de su uso (Bland y Ghazikhaniam, 1998). Un buen aislamiento de la cubierta de los galpones ayudaría a reducir la producción de amoníaco, al evitar la condensación, provocando el impacto sobre el contenido de humedad de la cama (Lott, 2003b).

### **2.1.5 RELACIÓN ENTRE FACTORES AMBIENTALES Y MANEJO DE LA CAMA**

El microambiente en los galpones está compuesto por una combinación de diversos factores que interactúan dentro de un sistema complejo y dinámico. Se ha demostrado que algunos factores ambientales como los gases irritantes, la humedad y la temperatura ejercen influencia sobre la viabilidad o infectividad de algunos patógenos y sobre la patogenia de algunas enfermedades (Nagaraja, 1992).

Una ventilación adecuada permite lograr las condiciones ambientales que conduzcan a óptimos resultados productivos (Lacy, 2002b). El sistema de ventilación debe

ajustarse para garantizar una adecuada corriente de aire, necesaria para eliminar el exceso de amoníaco, para regular la temperatura, proporcionar una buena cantidad de oxígeno, eliminar el exceso de polvo y de humedad tanto de la cama como del aire ( Hafez, 2002).

A medida que las aves crecen es necesario intensificar la ventilación, que en términos simples significa introducir aire externo dentro del galpón y extraer aire del interior, en el momento adecuado y la cantidad correcta (Lacy, 2002a; Donald, 1997a; Tabler, 2000). En invierno, la predisposición a mantener más alta la temperatura, causa una menor ventilación produciendo aumento de la humedad e incremento de amoníaco (Castillo, 2001; Lacy, 2002b; Paganini, 2004). La cama no debe ser demasiada seca ni tampoco muy húmeda. Tiene que tener un bajo nivel de amoníaco y una mínima cantidad de carga microbiana (Bland y Ghazikhanian, 1998; Lacy, 2002b). Un nivel adecuado de humedad en la cama es de 25 a 30%. Si disminuye a 20% se crea polvo, y si aumenta a 40% o más, se genera una cama húmeda y/o apelmazada (Bland y Ghazikhanian, 1998; Czarick, 2004; Lott, 2003b).

La temperatura varía en función de la edad del ave, desde 32°C para pollos de un día hasta 21°C o menos para aves adultas; y la humedad relativa del galpón debe estar entre 50% a 70% (Donald, 1997a). Desafortunadamente la temperatura y la humedad consideradas óptimas para el ave también lo son para los microorganismos (Butcher, 1996; Castillo, 2001; Paganini, 2004). Las aves poseen un deficiente mecanismo de enfriamiento evaporativo, por lo que dependen de la transferencia directa de calor del cuerpo al aire circulante para refrescarse. Si su temperatura corporal empieza a subir, reducen su actividad y su nivel de ingesta de alimento (Czarick y Lacy, 1997a; Donald, 1997b).

#### **2.1.6 REUSO DE CAMA**

La práctica del reuso de cama se incrementó principalmente por razones económicas, sin embargo existen algunas desventajas como el incremento de carga microbiana y el aumento de la posibilidad de transmisión de patógenos (Bland y Ghazikhanian, 1998). Sin embargo Paganini (2004) alude que utilizar la misma cama durante varias campañas presenta las ventajas de ahorrar trabajo, reducir el coste de la misma y hasta puede hacer, en algunos casos, que el crecimiento de los pollos sea más acelerado, el índice de conversión menor y el porcentaje de bajas también menor. El costo del material de cama y de la mano de obra, así como el tiempo requerido para

su recambio hacen de esta práctica una opción preferida para muchos productores (Tabler, 2000).

Otras razones para el reuso de cama son la poca disponibilidad del material de cama nuevo, el manejo y disposición de la cama usada y la tentativa de minimizar el impacto ambiental de la avicultura (evitando la contaminación del suelo con altos niveles de fósforo, como consecuencia de la utilización de deyecciones de aves en la agricultura) (Lacy, 2002b; Paganini, 2004).

Dentro de las desventajas se pudo observar que los problemas de amoniaco, apelmazamiento, enfermedades, condenaciones se multiplican cada vez más en lotes criados en la misma cama. La práctica de reuso de cama ha demostrado que existe una mayor concentración de niveles de amoniaco en camas reusadas comparando con una cama nueva, por lo que es casi imposible mantener niveles menores de 50 ppm en cama húmeda reusada. (Lacy, 2002b; Noll, 1992; Rojas, 1986; Tabler, 2000). Se sabe que la reutilización de cama no trae problemas en relación al manejo (Clementino et al., 2000).

El excesivo polvo común en camas reusadas puede considerarse precursor de problemas respiratorios debido a que se convierte en vector de microorganismos patógenos dentro del sistema respiratorio del ave. Estas condiciones podrían resultar en casos de aspergilosis, aerosaculitis, condenaciones en la planta de beneficio (Bland y Ghazikhanian, 1998). Parásitos redondos, tenias y coccidias son un potencial problema del reuso de cama. Laringotraqueitis, influenza aviar, Dermatitis gangrenosa, Bronquitis son enfermedades que se diseminan a través de camas contaminadas (Lacy, 2002b; Paganini, 2004; Tabler, 2000).

#### **2.1.6.1 CONSIDERACIONES PARA EL REUSO DE CAMA**

Los materiales bien desmenuzados por la acción del tiempo y del peso de las aves, forman una cubierta aislante sobre el suelo del galpón y, como consecuencia, las capas superiores se mantienen razonablemente tibias y no provocan la condensación de la humedad del aire; sin embargo, algunos no recomiendan el reuso de la cama, ya que en muchos casos ha dado resultados nefastos, por lo que solamente debe ser reutilizada la cama cuando no existe historia de problemas infecciosos en el lote anterior, después de una

desinfección completa del galpón, y luego de un vacío sanitario de por lo menos 2 a 3 semanas entre lote y lote. (Castillo, 2001).

### **2.1.6.2 TRATAMIENTOS DE CAMA**

El tratamiento en la cama previo a su reuso se justifica debido: al alto costo de la cama, a los desafíos sanitarios persistentes, a las reacciones post vacunales persistentes, y a la necesidad de reducir los niveles de amoniaco en el galpón (Castillo, 2001).

**A.** Tratamientos biológicos: Están dirigidos a microorganismos patogénicos, enzimas y estimulantes que promueven la modificación de la microflora de la cama (Castillo, 2001). Uno de los métodos usados es la inhibición competitiva, la cual consiste en sembrar en la cama con una gran cantidad de *Bacillus subtilis* el día anterior al alojamiento de las aves. Esta bacteria acelera el proceso de degradación de los deyeectos, utilizándolos como fuente de su alimentación. El *Bacillus subtilis* produce una disminución de los niveles de amoniaco en el galpón, debido a que transforma el nitrógeno eliminado por las aves en nitritos y nitratos, que son compuestos estables y no volátiles, disminuyendo la eliminación de amoniaco al ambiente (Paganini, F. 2000).

El otro método es el de la fermentación, que es un proceso natural de descomposición de la materia orgánica en un ambiente anaeróbico. El aumento de la temperatura (60 – 75°C) y la disminución del pH de material de cama, como resultado de la actividad microbiana, destruye a las principales bacterias de importancia avícola. Así, camas reutilizadas y fermentadas presentan menor contaminación que una cama nueva (Paganini, 2000; Paganini, 2004). El amontonamiento profundo de la cama para la fermentación anaeróbica, aumenta la temperatura debido a las reacciones químicas de degradación orgánica que ocurren en un ambiente cerrado. Este amontonamiento de la cama tiene una altura que varía entre 1.20 – 1.90 mts., se le vierte agua en una cantidad de 400 – 500 lts., y tiene una permanencia de 7 días, para luego ser esparcida sobre el piso del galpón (Bellaver y Palhares, 2002).

**B.** Tratamientos químicos: El control de la producción de amoniaco puede lograrse también mediante la aplicación de métodos químicos. Numerosos productos químicos han sido probados en el control y reducción de la



liberación de amoníaco de la cama y heces de las aves. Estos productos actúan inhibiendo el crecimiento bacteriano o bien, combinándose con el amoníaco liberado para su neutralización (Malone, G. 1987). Este método de control requiere de una adecuada ventilación y manejo de la cama (Donald, 1997).

Los tratamientos que afectan la actividad microbiana y ureasa actúan por supresión de los microorganismos que en la cama son responsables de la degradación del ácido úrico hasta amonio, o por inhibición química de éste proceso. De manera general estos tratamientos ofrecen una parcial supresión del amonio por lo que se requieren aplicaciones repetidas para obtener resultados consistentes (Castillo, 2001).

### **2.1.7 EL AMONIACO**

La mayor parte del nitrógeno que reciben las aves por medio del alimento en forma de aminoácidos y proteína se usa para la formación de huesos, músculo, líquidos corporales y plumas, no obstante, como las aves siempre reciben un exceso de nitrógeno, una porción de este se elimina junto con las excretas. En la cama de las aves mezcladas con las excretas, existe una microflora bacteriana, que participa en la formación de amoníaco (Wyatt, R. 1987). El gas de amoníaco es un producto bacteriológico que se produce cuando el ácido úrico del estiércol de las aves se combina con la humedad, formándose un ambiente apropiado para el crecimiento bacteriológico (Donald, 1997b). El amoníaco es un gas incoloro altamente irritante, regulado por la temperatura del aire, ventilación, humedad relativa, el número de reusos de la cama, pH de la cama, humedad de la cama, densidad, edad de las aves, cantidad de material fecal, y población microbiana (Batista, 1986; Hernández, 2001; Malone, 1987; Nagaraja, 1992).

Las altas temperaturas no solo incrementan la actividad microbiana y por lo tanto la producción de amoníaco, sino que también ayuda a que este gas pase de la cama al aire. Cuando la temperatura es elevada, la tasa respiratoria de las aves se incrementa facilitando como consecuencia la inhalación de partículas de polvo, que pudieran contener amoníaco (Kristensen, 2000).

La ventilación tiene influencia en la concentración de amoníaco no sólo por dilución y extracción del aire, sino también a través de la temperatura y humedad del aire entrante (Demmers et al., 1999; citado por Pizarro, 2006). Por lo tanto cuando una adecuada ventilación no se mantiene, el amoníaco puede acumularse y alcanzar

niveles tóxicos (AL-Homidan et al., 2003; citado por Pizarro, 2006) que pueden ser perjudiciales para el rendimiento y la calidad del pollo de carne (Benoff, 1982).

La humedad relativa del aire en el galpón, tiene una amplia asociación con el amoníaco, debido a la relación existente entre la humedad relativa de la cama y la producción de amoníaco (AL-Homidan et al., 2003, citado por Pizarro, 2006). El exceso de humedad relativa del aire, permite que la cama se torne apelmazada y mojada, conduciendo a problemas con el amoníaco (Donald, 1997).

La práctica de reuso de la cama demuestra que existe una mayor concentración de niveles de amoníaco en camas reusadas comparado con cama nueva (Lacy, 2002a; Noll, 1992; Rojas, 1986; Tabler, 2000). El pH de la cama juega un rol importante en la volatilización del amoníaco. Poca cantidad de amoníaco en la cama es detectado cuando esta tiene un  $\text{pH} < 7$ , pero el gas se libera rápidamente de la cama con un  $\text{pH} > 8$  (Carr et al., 1990; Reece et al., 1979; citado por Pizarro, 2006). Normalmente el pH de la cama de aves tiende a ser alcalino (7 a 10).

Se habla de cama húmeda cuando esta posee una humedad por encima del 40%, en este caso, la cama se torna excesivamente húmeda, se endurece o aprieta, lo cual hace que los microorganismos proliferen a una tasa muy alta (Jodas y Hafez, 2001). Por lo tanto una alta humedad de la cama favorece la producción y liberación de amoníaco (AL-Homidan, et al., 2003). La densidad de las aves puede aumentar el contenido de humedad de la cama por ende la concentración de amoníaco (Stanley, 1981). A medida que las aves van creciendo aportan mayor humedad al ambiente (Donald, 1997a).

Otro de los problemas asociados con el amoníaco son las enfermedades respiratorias. Las aves poseen en sus vías respiratorias pequeños cilios que ayudan a retener y expulsar cuerpos extraños (Lott, 2003b). Numerosos estudios han demostrado que aves expuestas a concentraciones de amoníaco de sólo 20 ppm (indetectables para el olfato humano), producen irritabilidad y daño en vías respiratorias (Hunton, 1989), además el gas puede estimular a las células caliciformes dando como resultado una producción excesiva de moco; que va a interferir con el movimiento ciliar y de esta manera, promoverán la colonización de los microorganismos inhalados o aspirados (Castillo, 2001). Las vías respiratorias dañadas se vuelven en extremo susceptibles a la invasión principalmente por *E. coli*, que ingresa a través de esta misma vía (Calnek, B. 2000). Los humanos son capaces de captar niveles de 20 ppm pero

pierden la sensibilidad con una exposición prolongada. (Castillo, 2001; Dossier, 2002; Lacy, 2002b; Lott, 2003b; Nagaraja, 1992). Los efectos del amoníaco en las aves resultarán de la combinación de tiempo y concentración de la exposición (Nagaraja, 1992; Oviedo, 2005). Estudios realizados han demostrado que el amoníaco afecta la ganancia de peso, la conversión alimenticia, el consumo de alimento e inclusive la mortalidad de las aves (Oviedo, 2005).

### 2.1.8 MICROBIOLOGÍA

La microbiología de la cama es extremadamente diversa, como consecuencia del continuo aporte fecal, secreciones, descamaciones de las aves durante el ciclo de crianza, carga intrínseca del material que compone la cama, cargas microbianas transportadas por el aire, hongos y bacterias del ambiente (Castillo, 2001; Paganini, 2004; Schrader et al., 2004). Conocer su origen y patogenicidad de los microorganismos dentro del sistema es fundamental para diseñar los programas de manejo y control más adecuados de acuerdo a cada necesidad en particular (Castillo, 2001). Por ejemplo, se ha podido aislar cepas patógenas de *Salmonella spp.* y *Escherichia coli* provenientes de aves con infección subclínica que siembran la cama por medio de las excretas y pueden permanecer por periodos prolongados (Wyatt, 1987). La temperatura y la humedad influyen en el crecimiento microbiológico. Por ejemplo, a mayor humedad, mayor pH; es mayor la probabilidad de una cama positiva a *Salmonella sp.* (Paganini, 2004; Schrader, 2004).

Existen reportes que la cama nueva favorece la supervivencia de *Salmonella spp* principalmente por la presencia de agua y por un alto pH, más que en la cama reusada. También se ha reportado que la transmisión horizontal de *Salmonella spp* hacia aves susceptibles, es más rápida en cama nueva que en cama reusada. La ventaja de la cama reusada es que los organismos tienden a morir más rápidamente debido a la competencia que existe con otras bacterias presentes en el material de reuso. (Padrón, 1994). La cama nueva y húmeda es un buen medio de crecimiento para hongos como *Aspergillus fumigatus* (Rally, 1992).

Se ha comprobado científicamente que los escarabajos de la cama (*Alphitobius diaperinus*) y otros insectos sirven de reservorio de salmonellas y otros agentes infecciosos. Los roedores también actúan como vectores biológicos y amplificadores de la infección al esparcir sus excretas en el alimento (Cervantes, 1994). Es importante considerar que la población microbiana no se restringe sólo al material

de cama usado, sino al piso que muchas veces esta maltratado y sirve de reservorio de patógenos (Paganini, 2004).

### **2.1.9 ENFERMEDADES TRANSMITIDAS POR CAMA**

La cama juega un papel importante en la diseminación de diferentes enfermedades bacterianas y parasitarias; mientras que las enfermedades virales causantes de inmunosupresión se asocian a mayor susceptibilidad a otras enfermedades y aumento en las tasas de morbilidad, mortalidad, decomisos en el matadero, niveles de anticuerpos postvacunales menores a los esperados; en conjunto esto resulta en mayores costos de producción y menor productividad (Rosales, 1998).

La transmisión de la enfermedad de Newcastle (ENC), puede ocurrir por ingestión de partículas virales presentes en las heces y en la cama de galpones o por inhalación de aire con partículas virales en aerosol o polvo (Alexander, 2003; Morales, 1993a). Prevenir y controlar la infección de aves susceptibles se realiza mediante la vacunación, la cual protege al ave de las consecuencias más graves de la enfermedad, pero la replicación viral y la diseminación se seguirán presentando, aunque en un grado reducido (Alexander, 2003).

El virus de la bronquitis infecciosa aviar (IBV), enfermedad respiratoria viral aguda, la cual puede replicarse en tejidos de vías respiratorias, riñones y oviducto. La transmisión se realiza mediante la eliminación del virus a través de secreciones respiratorias, tos de los pollos infectados, exudados y por la inhalación de aerosoles que pueden permanecer hasta por 7 semanas en los lugares contaminados (Lamas, 1990; Lucio, 1995; citado por Tambini 2007).

El virus de la enfermedad de Gumboro (IBDV), la transmisión se realiza solo por vía horizontal; es sumamente contagiosa en pollos jóvenes y puede transmitirse por contacto directo. Las aves infectadas eliminan el virus en las heces por 14-16 días, el cual persiste hasta por 120 días en materiales de cama, 50 días en el alimento y agua de bebida (Montassier, 2001; Villegas y Banda 2001; Hafez, 2002; citado por Tambini 2007). La transmisión indirecta es más probable que ocurra por fómites (alimento, ropa y cama) o a través de la diseminación del virus por el aire. El escarabajo *Alphitobius diaperinus* ha demostrado ser vector del virus hasta por 8 semanas después del brote. También se ha demostrado otros portadores mecánicos como ratas y mosquitos (Hafez, 2002; Montassier, 2001; Morales, 1993b; citado por Vejarano 2005).

Virus de la anemia infecciosa aviar (CIAV), el pollo es el único huésped conocido; la susceptibilidad disminuye rápidamente en polluelos inmunológicamente intactos durante las 3 primeras semanas de vida; se transmite verticalmente, infectando la progenie, y horizontalmente (a través del contacto con pollitos infectados verticalmente); también por camas contaminadas donde la diseminación del virus está favorecida por la alta resistencia a la inactivación; la principal vía de transmisión horizontal es la oral, principalmente a partir del virus excretado en las heces de individuos enfermos durante 5 a 6 semanas; pero también es posible la infección a través de la vía respiratoria (Brentano, 2001; Schat, 2003; Villegas y Banda, 2001).

Coccidiosis Aviar (eimeriosis), enfermedad parasitaria, causada por un protozoo de la familia *Eimeridae*, que se multiplica en el tracto intestinal de las aves causando daño tisular y alterando los procesos de digestión y absorción de nutrientes (Del Cacho et al., 1999; Ruiz, 1990; Wu et al., 2004; citado por Vejarano 2005). Presenta procesos de carácter clínico o subclínico, caracterizado por diarrea y descenso en las producciones. Las Eimerias son parásitos intracelulares que afectan las células epiteliales del intestino. Las especies más conocidas son: *Eimeria acervulina*: se localiza en la parte superior del intestino delgado, *Eimeria maxima*: se localiza en la parte media del intestino delgado, y la *Eimeria tenella*: localizada en los ciegos. Las especies de *Eimeria* aviares presentan una marcada especificidad del hospedador, se asientan en regiones intestinales concretas y confieren inmunidad específica (el estado de protección que se establece frente al parásito es específico para cada una de las especies), aunque con ligeras matizaciones (Del Cacho y Sierra, 1999).

La coccidiosis cecal, está desencadenada por *E. tenella*. Esta enfermedad puede cursar con un cuadro sobreagudo, agudo o crónico. Para que se desarrolle el cuadro sobreagudo, los animales deben ingerir una gran cantidad de ooquistes en un corto período de tiempo. El cuadro agudo es similar al anterior, pero ligeramente atenuado, ya sea como consecuencia de la ingestión de una dosis infectante menor o más espaciada en el tiempo, o bien por el hecho de que los animales han desarrollado cierto estado de inmunidad como consecuencia de un contacto previo con el parásito.

En la coccidiosis intestinal, está desencadenada por *E. maxima* y por la *E. tenella*. Esta enfermedad puede cursar con un cuadro agudo o crónico; El cuadro agudo se desencadena en animales jóvenes que no han tenido contacto previo con el parásito; el cuadro crónico se produce en animales que ingieren una gran cantidad de ooquistes

y presentan un cierto grado de protección frente al parásito, los animales eliminan heces pastosas y se produce una disminución de las producciones (Wu et al., 2004; citado por Vejarano 2005).

## **2.2. SISTEMA INMUNE AVIAR**

El sistema inmune aviar, al igual que en los mamíferos, consta de dos mecanismos de defensa inmunológica: la inmunidad innata o natural y la inmunidad adquirida o de adaptación. La inmunidad natural incluye barreras anatómicas (piel, membranas mucosas, cilios traqueales), barreras fisiológicas (enzimas en fluidos corporales, pH del proventrículo), células de la respuesta inflamatoria y el sistema de complemento. La inmunidad adquirida incluye a la inmunidad pasiva, la cual se fundamenta en los anticuerpos maternos presentes al nacer, que proporcionan al pollo protección contra los diferentes agentes con que fue vacunada la gallina o a los cuales se expuso en cualquier periodo de su vida; y la inmunidad activa, es la que desarrolla el ave mediante la exposición directa a los patógenos, ya sea por infección natural o por vacunación (Hoerr, 2002).

Todas las especies aviares presentan un sistema inmune o linfoide dividido en dos partes bien estructuradas y estratégicamente localizadas, el sistema primario y el sistema secundario (Sharma, 2003). La respuesta inmune del ave depende de dos órganos básicamente: La bolsa de Fabricio y el Timo, que forman el sistema inmune primario, donde se produce la maduración y diferenciación linfocitaria independiente de antígenos (Calier, 2002; Sharma, 2003). El Bazo es el órgano linfoide secundario más importante ya que fagocita y captura antígenos de la circulación sanguínea, por esta razón es afectado por numerosos agentes infecciosos (Pope, 1996; King, 2000 y Shama, 2003).

### **2.2.1 BURSA**

Es un órgano linfoepitelial que se encuentra solo en las aves. Al igual que el timo, alcanza su mayor tamaño a la cuarta o quinta semana después de la eclosión y luego con la madurez sexual que se inicia alrededor de las catorce semanas, experimenta una involución gradual hasta desaparecer o quedar reducida a simples vestigios (Pope, 1996, King, 2000). Su función es servir de sitio de maduración y diferenciación de los linfocitos B. En este órgano se atrapan antígenos y se realiza un proceso de selección de células B que posteriormente migran a los órganos linfoides secundarios (Pope, 1996, King, 2000).

Un tamaño y peso adecuado de la Bursa es un indicador del buen estado de salud del ave. Al igual que el Timo y el Bazo numerosos agentes infecciosos y situaciones de

estrés pueden afectar su tamaño, funcionalidad y tener un efecto negativo en la población linfoide (Gomez, 1993; Rosales, 1998).

### **2.2.2 BAZO**

Es el sitio de procesamiento de antígenos, producción de anticuerpos después del nacimiento y es el responsable de la limpieza del torrente circulatorio del detritus celular (Banks, 1995; Alzola, 2002). Las funciones del Bazo se pueden clasificar en inmunológicas y no inmunológicas (King, 200; Alzola, 2002).

- **Función inmunológica:** Respuesta inmune frente a antígenos provenientes de la sangre. El bazo es el principal órgano linfoide responsable de la respuesta inmune humoral frente a antígenos proveniente de la sangre; sin embargo, no se descarta su participación en la respuesta celular (Sharma, 2003).

- 1- **Funciones no inmunológicas:** Remoción y destrucción de los eritrocitos envejecidos o alterados, mediante fagocitosis de estos (King, 2000; Alzola, 2002). Degradación de la hemoglobina y liberación del hierro que queda disponible para su utilización o depósito (King, 2000).

### **2.2.3 EVALUACIÓN DEL SISTEMA INMUNE AVIAR**

Los sistemas de producción avícola se han ido intensificando con el tiempo, debido a adelantos genéticos, nutricionales y a un manejo intensivo, esto ha originado el aumento en la densidad poblacional de las aves; estos factores han creado condiciones propicias para provocar inmunosupresión, ya sea por agentes infecciosos, químicos, ambientales de manejo o sus combinaciones, comprometiéndose el estado sanitario (Clementino, 2000; Hafez, 2002). Es por ello que se hace muy importante evaluar la inmunocompetencia en la crianza comercial de aves, por medio de diversos métodos fáciles de realizar, de bajo costo y de resultados confiables. Los métodos de evaluación del sistema inmune se clasifican en macroscópicos, microscópicos, serológicos y medición de parámetros productivos. (Grieve, 1991).

#### **2.2.3.1 EVALUACIÓN MACROSCÓPICA DE LOS ÓRGANOS LINFOIDES**

Consiste en la determinación del peso, tamaño y apariencia, principalmente de la Bursa de Fabricio y del Timo, en búsqueda de probables hallazgos

patológicos. Los métodos macroscópicos más utilizados son:

- Necropsias diarias de las aves muertas, permite encontrar hallazgos patológicos para determinar la causa de muerte y observar la presencia o ausencia de lesiones macroscópicas en los órganos linfoides.
- Evaluación de la Bursa a distintos periodos 21, 28 y 35 días- (Gomez, 1993; Rosales, 1998).
- Relación de los órganos linfoides entre sí. Esto permite establecer la velocidad de crecimiento de un órgano en relación a otro con las consecuentes implicaciones funcionales.
- Relación morfométrica Bursa/Bazo: Morales y Bocclair en 1993 estudiaron como el IBO afecta la relación Bursa/Bazo, en aves de 42 días, encontrando que todas las aves a los 7 días post desafío presentaron una razón peso Bursa/peso Bazo de 0.9 comparado con 2.4 del grupo control. La razón diámetro Bursa/diámetro Bazo fue de 0.7 en las aves desafiadas contra 1.4 Bursas del grupo control. El coeficiente o razón entre la Bursa de Fabricio y el Bazo es utilizado como una lectura física de la capacidad de respuesta inmune en pollos de engorde; concluyendo que las aves con órganos linfoides de mayor tamaño, respondieron mejor a los desafíos que las aves con órganos linfoides de menor tamaño.



### **III. MATERIALES Y METODOS**

#### **3.1. Lugar de estudio**

El experimento se realizó en dos de los núcleos de pollos de carne, que se encuentran en la zona canal, provincia de Huaura, departamento de Lima; perteneciente a la empresa Redondos S.A., durante los meses de Mayo, Junio y Julio del año 2009.

#### **3.2. Instalaciones y equipos de crianza**

El experimento de cama nueva, se llevó a cabo en tres galpones del núcleo “Sinchi”; por otra parte el experimento de octavo reuso se realizó en tres galpones del núcleo “San Juan”. En total se contaron con seis galpones de 180 x 11 mts.; cada uno de ellos se dividirán en dos partes iguales, para alojar pollos machos y hembras; formando 12 unidades experimentales.

En cuanto a los equipos de crianza, por cada galpón se utilizó, 110 comederos tipo bandeja o plato chato, 184 platos únicos, 197 plato adulto, bebederos tipo tongo de plástico y niplax, mallas divisoras, cortinas de polietileno, nordex, medidor de cinta para amoniaco, termómetro ambiental de galpón y termómetro laser.

#### **3.3. Animales experimentales**

Para el presente trabajo se utilizó 132,000 pollos BB de carne, de la línea genética Ross, la mitad machos; siendo distribuidos al azar en 6 galpones para machos (11,000 aves) y 6 galpones para hembras (11,000 aves); los cuales fueron divididos en dos grupos: 66,000 en cama nueva y 66,000 en cama reusada de siete campañas. La crianza de los animales tuvo una duración de 44 días.

#### **3.4. Tratamientos**

Tratamiento 1 : Cama nueva  
Tratamiento 2 : Cama de octavo reuso

#### **3.5. Material de cama**

En la cama nueva se utilizó una mezcla de 40% de viruta de madera y 60% de cascarilla de arroz sin previo uso. En la cama reusada, proveniente de la séptima campaña de crianza, se viene utilizando la misma proporción de viruta de madera y de cascarilla de arroz; el único tratamiento que recibió esta cama antes de ser usada por octava vez, fue un tratamiento biológico de desinfección, que consiste en hacer compost durante siete días.

Se tomó muestras de cama de los grupos de cama nueva y reusada los días 0 y 44. Para este procedimiento se usó el método de la doble W. Este consiste en trazar 2 W opuestas en el área de crianza. Se tomó como muestra un puñado de cada vértice y de los puntos de cruce entre ambas W. Las muestras fueron colectadas en bolsas de papel, mezcladas y transportadas al laboratorio para su posterior análisis (Rojas, 1990).

### **3.6. Alimentación**

El alimento y el agua, fue administrado *ad libitum*, llevando un control diario cada semana, el control residual se hizo al final de la campaña; el primero, fue elaborado usando formulas convencionales para pollos de carne, de acuerdo a la etapa de crianza (pre inicio, inicio, desarrollo, terminador, y venta), cuyo aporte de nutrientes contribuye con los requerimientos de la línea Ross.

### **3.7. Manejo**

Dentro del manejo de los pollos; éstos recibieron luz artificial, 24 horas el primer día, y a partir del segundo al séptimo día 16 horas de luz diaria (12 horas luz natural + 4 horas luz artificial). A partir de la segunda semana solo recibieron luz natural. La recepción de pollos BB, fue en el tercio central del galpón, usando solo cama nueva, para ambos tratamientos durante los 7 primeros días.

Dentro del manejo de las instalaciones; los galpones fueron utilizados después de 21 días en promedio de descanso sanitario, la temperatura, humedad relativa y niveles de amoniaco, fueron controlados de acuerdo a las necesidades del ave; mediante el manejo de las cortinas de polipropileno de cada galpón. El manejo del área se realizó de acuerdo a las densidades pre-establecidas, comenzando con 60 pollos/m<sup>2</sup>.

### **3.8. Medición de Parámetros Productivos**

#### **3.8.1. Consumo de alimento**

Para medir el consumo de alimento se utilizó los “Boogies”; son una especie de carretilla, los cuales tienen la capacidad de almacenar 150 Kg, estos fueron marcados para cada 50 Kg de alimento. El reparto del alimento se hizo a través de los “Boogies” durante toda la campaña.

### **3.8.2. Peso corporal : Peso medio semanal**

Para mejorar la exactitud de la prueba, antes de comenzar con las pesadas, se procedió a pintar 300 pollos con violeta de genciana, por repetición. Luego se procedió a pesar muestras representativas de cada repetición, la técnica empleada consiste en el uso del método de la doble W. Este consiste en trazar una W imaginaria que abarque toda el área de crianza, para luego coger una muestra de animales de cada vértice. Aproximadamente se pesaron 100 pollos pintados por repetición, esta cantidad no fue exacta debido a que al acorralar a los pollos para cada muestra, éstos no se cuentan y siempre se pesan todos los pollos acorralados. Para ello se utilizó una balanza electrónica. Estos datos fueron utilizados para determinar el peso promedio, índice de conversión y el índice de eficiencia productiva. Se tomó en cuenta los pesos promedios de los siguientes días: 0, 7, 14, 21, 28, 35, 42 y 44.

$$PMS = \frac{\text{Peso de las aves}}{\text{Número de aves que se pesaron}}$$

### **3.8.3. Índice de conversión alimenticia (I. C. A.)**

Se calculó este índice usando los consumos acumulados semanales y sus pesos acumulados respectivos.

$$I.C.A. = \frac{\text{Kg. de alimento consumido}}{\text{Kg. de carne producido}}$$

### **3.8.4. Índice de eficiencia productiva europea (I. E. P. E.)**

Se calculó este índice usando la fórmula respectiva:

$$I. E. P. E. = \frac{(100 - \% \text{Mortalidad Acumulada})(W_{44}) * 100}{44 * CA}$$

\*  $W_{44}$  es el peso a los 44 días el cual se usa en Kg.

\* CA es el índice de conversión alimenticia

### **3.8.5. Uniformidad**

Se midió al final del estudio, evaluando el porcentaje de pollos que se encuentren dentro del rango que tiene como límite superior el peso promedio más su 10%, y como inferior el peso promedio menos su 10%. El número de aves dentro de este rango se expresa en porcentaje de la población, y representa el porcentaje de uniformidad del lote (Quintana, 1999).

### **3.8.6. Mortalidad**

Este valor se evaluó diariamente, pero también se tomó el acumulado semanal y el acumulado de campaña. A la mortalidad diaria se le hizo su respectiva necropsia.

## **3.9. Medición de Parámetro de Sanidad**

Dentro del manejo sanitario, las aves fueron vacunadas contra la enfermedad de Newcastle el primer día vía en spray en planta y el día 14 vía aspersion en granja; también fueron vacunadas contra Bronquitis infecciosa y Marek el primer día en planta; luego a los 21 días de edad fueron vacunadas contra Gumboro vía oral (en el agua de bebida) en granja. Los parámetros que se evaluaron fueron:

### **3.9.1. Medición del nivel superficial de amoníaco :**

Semanalmente se midió el nivel superficial de amoníaco en la cama en 2 puntos diferentes del área de crianza de cada grupo y por dos veces ese día (8 a.m. y 6 p.m.) obteniéndose un promedio semanal de amoníaco, mediante el uso de cintas colorimétricas.

### **3.9.2. Recuento de coliformes, mesófilos y hongos :**

Se tomaron muestras de 50 gr de cama nueva y reusada los días: 0 y 44, cada muestra fue enviada al laboratorio CERPER S.A., para su posterior análisis.

### **3.9.3. Evaluación del sistema inmune:**

A los 21, 28 y 35 días de edad, se realizaron los sacrificios de los dos grupos de pollos antes mencionados; para efectuarles la necropsia respectiva, la cual nos permitió tomar las medidas del diámetro de bursa, diámetro de bazo, estado de bursa, y estado de sacos aéreos.

Para el desarrollo de esta prueba, se sacrificó cinco pollos Centinelas (Pollos que no fueron vacunados contra la enfermedad de Gumboro), y cinco pollos Normales (Pollos que fueron vacunados contra la enfermedad de Gumboro).

#### **3.9.4. Evaluación de la integridad intestinal y Coccidiosis:**

Para el desarrollo de esta prueba, se sacrificaron cinco pollos Centinelas (Pollos que no serán vacunados contra la enfermedad de Gumboro), y cinco pollos Normales (Pollos que serán vacunados contra la enfermedad de Gumboro).

A los 21, 28 y 35 días de edad, se realizaron los sacrificios de los dos grupos de pollos antes mencionados; para efectuarles la necropsia respectiva, la cual nos permitió evaluar la presencia de *E. acervulina*, *E. maxima*, y *E. tenella* en los intestinos y ciegos del ave; además se observó la erosión de molleja.

A los 28 días de edad se tomó el peso del pollo, el peso de los intestinos y se evaluó la relación peso intestinal-peso vivo.

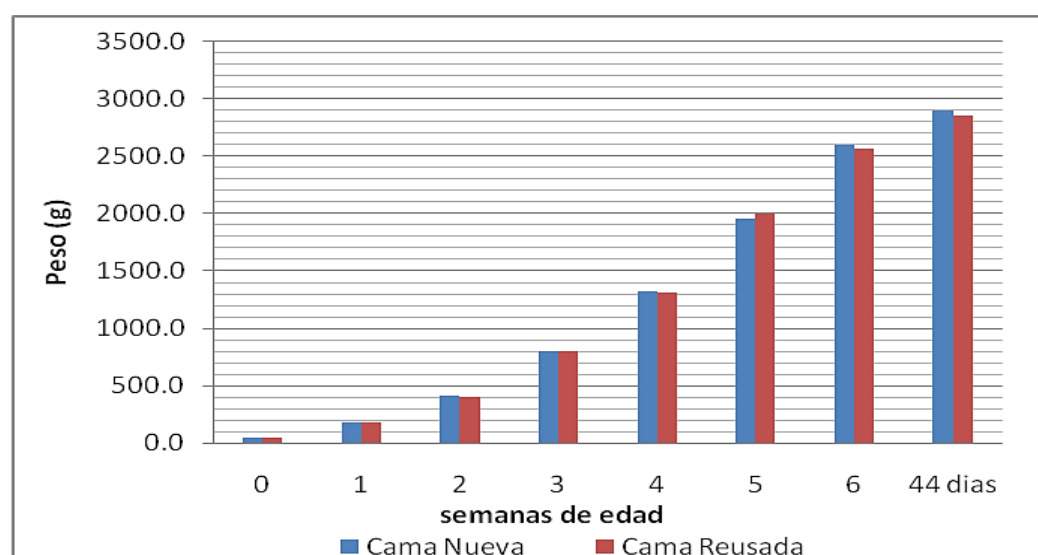
#### IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

Con relación a los pesos corporales (Cuadro 2, Gráfico 1), los pollos criados sobre cama nueva tuvieron un mayor peso corporal al final de la campaña (44 días) que los de cama reusada hasta la cuarta semana de edad, ya que para la quinta semana se invirtieron los datos teniendo 1953.8gr los de cama nueva y 2000gr los de cama reusada. A los 42 días los pesos corporales de los pollos criados sobre cama nueva volvieron a ser mayores que de los de cama reusada.

Datos similares fueron encontrados por Esmail (2003), donde las aves criadas sobre cama nueva presentaron mayor peso al final del experimento. Esto debido probablemente al cuadro entérico que presentó el grupo de cama reutilizada durante la primera semana, el cual podría estar relacionado al comportamiento innato de las aves de consumir material de cama durante los primeros días de vida asociados a la posible presencia de agentes patógenos o toxinas inespecíficas en dicho material.

**Cuadro 2:** Pesos corporales semanales de pollos de carne criados sobre cama nueva y reusada (g).

TIPO DE CAMA	SEMANAS							44 días
	0	1	2	3	4	5	6	
<b>Cama Nueva</b>	40.1	176.2	407.3	802.2	1316.8	1953.8	2596.7	2896.7
<b>Cama Reusada</b>	40.3	174.5	399.7	800.5	1315	2000	2565	2856.3



**Gráfico 1:** Pesos corporales semanales de pollos de carne criados sobre cama nueva y reusada (g).

Al final de la campaña (44 días) las aves criadas sobre cama nueva presentaron mejores parámetros productivos (Cuadro 3). En relación al peso corporal obtuvieron 2.897Kg, 41 g más

que las aves criadas sobre cama reusada (2.856kg). También presentaron mejor índice de conversión (1.72 vs 1.80) y una pequeña diferencia en el índice de eficiencia productiva (385 vs 368).

El grupo criado sobre cama reusada presentó un porcentaje de uniformidad ligeramente mayor que el grupo criado sobre cama nueva al finalizar la campaña, considerándose que ambos presentaron buena uniformidad ( $\geq 86\%$ )

Con respecto al índice de conversión alimenticia (ICA), los pollos criados sobre cama nueva tuvieron al final del experimento un índice de conversión alimenticia (ICA) más eficiente (1.72) que los pollos sobre cama reusada (1.80), obteniéndose 8 puntos más de ICA. Esto también se debió a las mismas razones señaladas para el peso corporal. Resultados similares fueron obtenidos en un estudio realizado por Esmail (2003), en donde encontró una mejor ICA para aves criadas en cama nueva, esto debido probablemente al cuadro entérico que presentó el grupo de cama reutilizada durante la primera semana.

**Cuadro 3:** Parámetros productivos de pollos de carne al final de la campaña criados sobre cama nueva y en cama reusada.

PARAMETROS PRODUCTIVOS	CAMA NUEVA	OCTAVO REUSO
Edad/ Días	44	44
Peso Promedio / Pollo, g	2897	2856
Mortalidad (%)	3.96	2.95
Consumo Alimento acumulado, Kg / Pollo	4.91	5.06
Ganancia de Peso, g (en 44 días)	2857	2816
Ganancia de Peso Promedio, g / Día	65	64
Conversión de Alimento	1.72	1.80
Uniformidad a los 44 días (%)	88.8	90.1
Eficiencia	385	368

En el cuadro 4 se observan que los porcentajes de mortalidad por semana en cama nueva fueron mayores a los de cama reusada, exceptuando los últimos 2 días de evaluación, (3.96% vs 2.95%). Estos porcentajes obtenidos se encuentran dentro de rangos normales para una crianza comercial y además coinciden con los resultados de Vejarano (2005) en su tesis.

**Cuadro 4:** Porcentaje de mortalidad semanal en pollos de carne criados sobre cama nueva y cama reusada.

TIPO DE CAMA	SEMANAS						44 días	TOTAL
	1	2	3	4	5	6		
<b>Cama Nueva</b>	0.86	0.87	0.65	0.51	0.43	0.47	0.17	3.96
<b>Cama Reusada</b>	0.83	0.53	0.35	0.29	0.34	0.42	0.19	2.95

Las causas de muerte que se tuvieron fueron principalmente por problemas entéricos debido a *Escherichia coli*; además de algunos problemas neumónicos por el clima frío que había. En las primeras cinco semanas, el nivel de amoníaco (Cuadro 5, Gráfico 2) fue mayor en la cama reusada en comparación con la cama nueva, invirtiéndose en la sexta semana siendo la cama nueva mayor en 0.84ppm comparado con la cama reusada.

La cama puede afectar la salud de las aves de varias maneras, por ello debe manejarse adecuadamente para controlar el nivel de humedad, la producción amoníaco y polvo, y la proliferación de agentes infecciosos e insectos. Dos consecuencias comunes del mal manejo de la cama son la presentación de cama húmeda y la alta producción de amoníaco (Czarick y Lacy, 1997b; Noll, 1992).

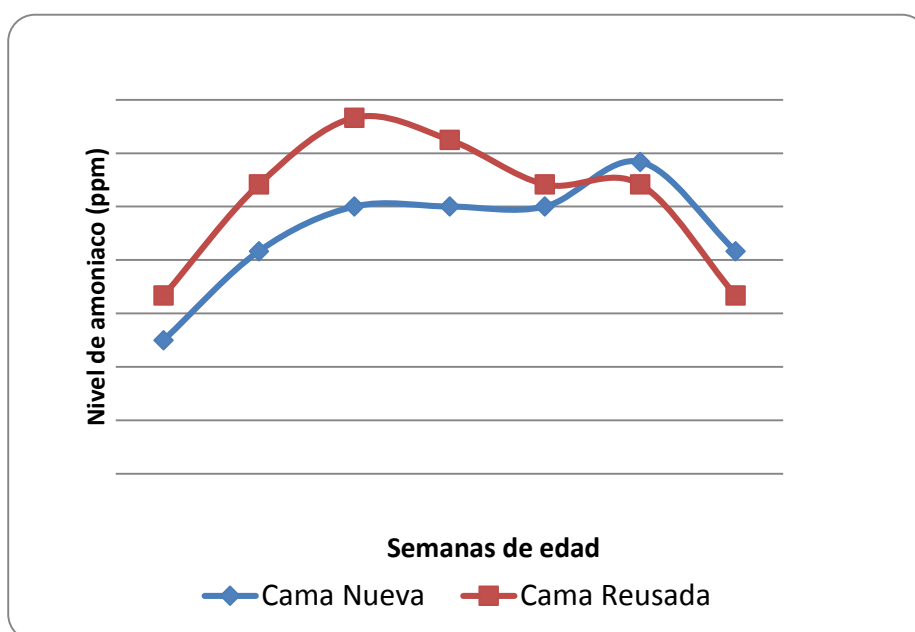
Durante las cinco primeras semanas del experimento, la cama reusada presentó mayor nivel de amoníaco. Durante la última semana, el grupo de pollos que fue criado en cama nueva tuvo un mayor nivel de amoníaco.

La producción de amoníaco requiere de heces fecales, humedad y calor (Noll, 1992). Ello explica los mayores niveles de amoníaco emitidos por la cama reusada durante las primeras semanas. La cama reusada tiene poca capacidad de absorción, además los procesos de degradación se aceleran con el calor proveniente de la calefacción artificial proporcionado a las aves durante las primeras semanas de vida. Por ello es requerido un buen manejo en la ventilación. En el experimento, con una ventilación más dinámica se pudo mantener el amoníaco en niveles que no causaron problemas a las aves.



**Cuadro 5:** Nivel de amoniaco semanal (ppm) en cama nueva y cama reusada.

Semana	NH3 (ppm)	
	Cama nueva	Cama reusada
1	5	6.67
2	8.33	10.83
3	10	13.33
4	10	12.5
5	10	10.83
6	11.67	10.83
44días	8.33	6.67



**Gráfico 2:** Nivel de amoniaco semanal (ppm) en cama nueva y cama reusada.

Los recuentos de Coliformes y *E. coli*, Mohos Levaduras y aerobios mesófilos por gramo de cama de pollos criados sobre cama nueva y sobre cama reusada al inicio y final de campaña se muestran en los cuadros 6 y 7. En la cama reusada, se observa un menor número de UFC tanto para coliformes y *E. coli* como para aerobios mesófilos en comparación con la cama nueva.

El bajo nivel de UFC de la cama reusada puede explicarse por el proceso de elaboración de compost al que fue sometida la cama reusada antes de su utilización. Es importante anotar que aun cuando la cama nueva presentó mayor número de coliformes y mesófilos, las aves criadas en esta cama no presentaron trastornos digestivos o alguna otra alteración.

**Cuadro 6:** Recuento de Coliformes y *E. coli*, Mohos Levaduras y aerobios mesófilos por gramo de cama, de pollos criados sobre cama nueva y sobre cama reusada, al inicio de campaña.

<b>TIPO DE CAMA</b>	<b>Recuento de Coliformes y <i>E. coli</i> (UFC/g)</b>	<b>Recuento de Mohos y Levaduras (UFC/g)</b>	<b>Recuento de Aerobios Mesófilos (UFC/g)</b>
<b>Cama Nueva</b>	1980	< 25	450000
<b>Cama Reusada</b>	< 25	< 25	54000

**Cuadro 7:** Recuento de Coliformes y *E. coli*, Mohos Levaduras y aerobios mesófilos por gramo de cama, de pollos criados sobre cama nueva y sobre cama reusada, al final de campaña.

<b>TIPO DE CAMA</b>	<b>Recuento de Coliformes y <i>E. coli</i> (UFC/g)</b>	<b>Recuento de Mohos y Levaduras (UFC/g)</b>	<b>Recuento de Aerobios Mesófilos (UFC/g)</b>
<b>Cama Nueva</b>	$3 \times 10^5$	< 25	$189 \times 10^5$
<b>Cama Reusada</b>	$2 \times 10^2$	< 25	$380 \times 10^5$

Con respecto a la evaluación del sistema inmune e integridad intestinal y la presencia de coccidea, tanto en cama nueva como en cama reusada, los resultados se muestran en los Anexos 6 y 7.

## V. CONCLUSIONES

- Las aves criadas sobre cama nueva obtuvieron mejores parámetros productivos que el grupo criado sobre cama reusada tal como fue determinado por el I.E.P.E obtenido al final de la campaña (385 VS 368).
- Los niveles de amoníaco en la cama reusada fueron numéricamente mayores que en cama nueva durante las primeras 5 semanas de crianza; sin embargo, en la sexta semana y los dos días adicionales de crianza se obtuvieron mayores niveles de amoníaco en la cama nueva.
- La mortalidad en cama nueva fue mayor que en la cama reusada (3.96% VS 2.95%).
- La elaboración de compost como tratamiento para el reuso de cama redujo el número de UFC de coliformes y *E. coli* al final de la campaña.

## **VI. RECOMENDACIONES**

- Se recomienda el reuso de cama previo tratamiento, recibiendo una desinfección adecuada y sin antecedentes de problemas infecciosos, como la fermentación, ya que mostró similares resultados productivos que con cama nueva.
- El manejo de la ventilación debería ser más dinámico cuando se crían aves sobre cama reusada, especialmente para evitar elevados niveles de amoníaco.
- Es importante controlar el nivel de humedad en camas reusadas, para evitar la sequedad propia de esta clase de camas.
- Realizar más investigaciones sobre el reuso de cama en la crianza de pollos, evaluación económica, y con camas de otros números de reusos.

## VII. REFERENCIA BIBLIOGRAFICA

- ARENIZAO, J. 2001. Manejo del pollo de engorde. Technical service. Brasil.
- ALEXANDER, D. 2003. Newcastle Disease, Other avian Paramyxoviruses, and Pneumovirus Infections. En: Disease of Poultry. Ed. Saif. Y.M. Iowa State Press. USA. 63-81
- AL-HOMIDAN, A.; ROBERTSON, J. y PETCHEY, A. 2003. Review of the effect of ammonia and dust concentrations on broiler performance. World's Poultry Science Journal. 59(3):340-349.
- BATISTA, J. 1986. Aspectos gerais sobre a intoxicação e contaminação a través da cama aviária. Avicultura Industrial. São Paulo, Brasil. 76, (919): 32-34.
- BELLAVER C. y PALHARES, J. 2002. Aproveitando o potencial da CA. Edit. Gessulli. Avicultura Industrial. Sao Paulo, Brasil. 92(3): 10 – 13.
- BENOFF, F. 1982. Vigile niveles de amoníaco en el pabellón de pollos asaderos. Rev. Industria Avícola. 29 (5):32.
- BENTRANO, L. 2001. Fatores Intercorrentes a Doença de Gumboro: Anemia Infecciosa das Galinas. II Simposio de Doença de Gumboro. 21 y 22 de Novembro. FACTA. Brasil. 53 – 63.
- BLAND, M. y GHAZIKHANIAN, Y. 1998. Litter Management and Poultry Health. Nebraska Department of Veterinary and Biomedical Sciences Extension Newsletters. USA.
- BORCHERT, A. 1981. Parasitologia Veterinaria. 3ed. Ed Hemisferio Sur. Argentina. 608 - 618.
- BUTCHER, G. y MILES, R. 1993. Prevención y control de Gumboro. Industria Avícola. Julio. Perú. 8-10.
- BUTCHER, G. y MILES, R. 1996. Causes and prevention of wet litter in broiler houses. University of Florida, (UF/IFAS). Florida – EEUU.

CERVANTES, H. 1994. Control de Salmonella En: Reproductoras de Engorde y su Progenie. VIII Seminario Internacional de Patología Aviar. Junio 6-10. Georgia. E.U.A. 393 - 415.

CALNEK, B. 2000. Enfermedades de las aves. 2º Edición. Editorial el Manual Moderno. México, D.F.- Sta Fé de bogota: 967-968.

CAVANAGH, D.; NAQI, S. 2003. Infectious Bronchitis. In: Disease of Poultry. Ed. Saif. Y. M. Iowa State Press. USA. 101 – 115

CARR, L.; WHEATON, F. y DOUGLASS, L. 1990. Empirical models to determine ammonia concentrations from broiler chicken litter. Transactions of the American Society of Agricultural Engineers. 31: 260-265.

CASTILLO, M. 2001. Algunas consideraciones y alternativas al momento de reutilizar la cama en avicultura. Publicaciones Profesionales C.A. Valencia – Venezuela. 1 – 6.

CLEMENTINO, E. 2000. Avaliação de alguns materiais usados como cama sobre o desempenho de frangos de corte. Cienc. Agrotec. São Paulo, Brasil. 14 (4): 1024 -1030.

COMOTO, G. 2000. Prevención de la Coccidiosis. Revista de Ciencias Veterinarias. Lima, Perú. 18 (3): 8-9.

CURTIS, S. y DRUMMOND, J. 1982. Air environment and animal performance. In: Handbook of Agricultural Productivity. Animal Productivity (Rehchigl, M. Jr, Ed), CRC Press Inc, Florida, USA. 2.

CZARICK, M. y LACY, M. 1997a. Controlling litter moisture and ammonia. Cooperative of agricultural and environmental science. University of Georgia. Athens, Georgia. 9 (3):1 –3.

CZARICK, M. y LACY, M. 1997b. controlling litter moisture. Cooperative of agricultural and environmental science. University of Georgia. Athens, Georgia. 9 (12): 1- 3.

CZARICK, M. 2004. Manejo de la cama. Industria avícola. 51 (6): 18 – 21.

DEL CACHO, E.; SIERRA, M. y SÁNCHEZ-ACEDO, C. 1999. Coccidiosis aviar. En: Cordero del capillo Ed. Parasitología Veterinaria. Mc-Grow Hill Interamericana. 757 – 768.

- DE ALMEIDA, M. 1986. Factores que afetam a umidade da “cama”. *Avicultura Industrial*. São Paulo, Brasil. 76 (919): 16-18.
- DEMMERS, T.; BURGESS, L.; SHORT, J.; PHILLIPS, V.; CLARK, J. y WATHES, C. 1999. Ammonia emissions from two mechanically ventilated UK livestock buildings. *Atmospheric environment*. 33: 217-227.
- DONALD, J. 1997a. El ABC de la ventilación en galpones avícolas. *Avicultura Profesional*. Lima, Perú. 15 (3): 24 - 28.
- DONALD, J. 1997b. El ABC de la ventilación en galpones avícolas: Sistemas de ventilación. *Avicultura Profesional*. Lima, Perú. 15 (3): 35 - 42.
- DOSSIER, W. 2002. Influence of Ammonia on Broiler Performance. *The Poultry Informed Profesional*. 66: 1 - 3.
- ESMAIL, S. 2003. Ideas inspiradas para invertir en casetas de pollos de engorda. *Industria avícola*. 50 (5): 33 – 36.
- FERNÁNDEZ, R. 2005. La enfermedad de Newcastle: Situación actual, medidas de control y prevención. XIX Congreso Latinoamericano de Avicultura. 4-7 de Octubre. Panamá
- HAFEZ, M. 2002. Infección de la Bolsa de Fabricio. XIV Curso avimex de salud y productividad animal. Evolución de la enfermedad de Gumboro Innovaciones para su control. Julio 26. Mexico. 7 – 49.
- HERNÁNDEZ, R. y CAZETTA, J. 2001. Método simples e accesible para determinar amonia liberada pela cama aviaria. *Rev. Bras. Zootec*. 30 (3): 824 – 829.
- HUNTON, P.1989. Cómo afecta el amoníaco a las pollonas y gallinas ponedoras. *Rev. Industria Avícola*. 36(2): 27.
- JODAS, S y HAFEZ, M. 2001. Manejo de la cama y enfermedades relacionadas de los pavos. *Rev. Avicultura Profesional*. 19(5): 17-21.
- JONES, R. 2003. Infectious Bursal Disease. En: *Disease of Poultry*. Ed. Saif. Y.M. Iowa State Press. USA. 293 – 298.

- KRISTENSEN, H. y WATHES, C. 2000. Ammonia and poultry welfare: a review. *World's Poultry Science Journal*. 56 (3): 235 – 345.
- LACY, M. 2002a. Broiler Management. In: *Comercial chicken meat and egg product* by Bell, D.D. and Weaver, W. 5ta edition. Kluwer Academi Publishers. 829 – 832.
- LACY, M. 2002b. Litter quality and broiler performance. Cooperative Extension Service. The University of Georgia College of Agricultural & Environmental Sciences. EEUU.1 - 4.
- LAMAS, J. 1990. Bronquitis infecciosa de las gallinas. *Avicultura Profesional*. 8 (2): 44.50.
- LONG, P. 1981. Epidemiological studies on coccidiosis in chickens. In: *International Congress of the World Veterinary Poultry Association, 7, Oslo. Proceddings of the western Poultry Disease Conference*. Oslo: WVPA. 83.
- LOPEZ, R. 2001. Pollos de carne. Centro de estudios agropecuarios. Editorial iberoamericana
- LOTT, B. 2003b. El amoniaco puede causar pérdidas importantes. *Industria avícola*. 50 (10): 8 – 10.
- LUCIO, B. 1995. Bronquitis infecciosa. “Seminario Tecnico Avicola: Simposio de *Salmonella enteritidis* del 16-19 de Mayo. Santa Cruz. Bolivia. pp 167-172.
- LUCIO, B. 1996. Anemia Infecciosa del Pollo. *MV Rev de Cien. Vet.* Vol 12. N 1. 3-7 pp.
- MALONE, G. 1987. Controle do meio ambiente nos galpões de frangos de corte. *Avicultura Industrial*. São Paulo, Brasil. 77 (929): 40 - 44.
- MAGHIRANG, R.; MANBECK, H.; ROUSH, W. y MUIR, F. 1991. Air contaminant distributions in a commercial laying house. *Transactions of the American Society of agricultural Engineering*. 34: 2171-2180.
- MCDOUGALD, L. 1998. Intestinal protozoa important to poultry. *Poultry science*. 77: 1156 – 1158.



- MCDUGALD, L. 2000. Proceedings of the Georgia international Poultry Course. University of Georgia, Athens. 22 – 26.
- MCFERRAN, J. 2003. Adenovirus Infections. En: Disease of Poultry. Ed. Saif. Y.M. Iowa State Press. USA. 213 - 227.
- MONTASSIER, H. 2001. Doença de Gumboro: Imunologia. II Simposio de Doença de Gumboro. 21 y 22 de Novembro. FACTA. Brasil. 37-45.
- MORALES, O. 1993a. Consideraciones sobre el control de la Enfermedad de Newcastle.IV Congreso Nacional de Avicultura. 23 al 26 Agosto. Arequipa. 63 - 69.
- MORALES, O. 1993b. La Enfermedad de Gumboro. Mundo Avícola. V2, N8. Abril. Perú. 14-21.
- NAGARAJA, K. 1992. Influencia del amoniaco sobre el sistema de defensa de as aves. Avicultura Profesional. Lima, Perú. 9 (3): 132 - 135.
- NOLL, S. 1992. Interacciones entre el Manejo de la Cama y la salud de la Parvada. Avicultura Profesional. Lima, Perú. 10 (1): 42 - 43.
- NUNES, S. 1986. Constantes contatos com fornecedores garantem a qualidade do material para camas de aviário. Avicultura Industrial. São Paulo, Brasil. 76 (919): 8 - 9.
- OVIEDO, E. 2005. Manejo de la calidad de aire en Avicultura. Rev. Industria avícola. Octubre.2005.
- PAGANINI; F. 2000. Cama de Frangos. Aspectos microbiológicos na reutilizacao da cama de frangos de corte. Avicultura Industrial. Sao Paulo, Brazil. 90 (1074): 76 - 77.
- PAGANINI, F. 2004. Manejo de Cama. En: Producao de Frangos de Corte. Facta. Brasil. 108 - 115.
- PIZARRO, N. 2006. Efecto del tratamiento de cama con un aluminosilicatos en pollos de carne. Tesis de Bachillerato. Facultad de Medicina Veterinaria, Univ. Nacional Mayor de San Marcos. 61p.

QUINTANA, J. 1999. Avitecnia: Manejo de las aves domésticas. 3ªed. Ed Trillas. México. 14 - 21.

REECE, F. and LOTT, B. 1982. The effect of environmental temperature on sensible and latent heat production of broiler chickens. Poultry Science. 61: 1590-1593.

ROSALES, G. 1998. Inmunesupresion causada por enfermedades virales, estrés, manejo y nutrición. IX seminario internacional de patología aviar, memorias. Mayo 25-29. Georgia, EUA. 355-364 pp.

ROSENBERGER, J. 2003. Reovirus Infections. En, Disease of Poultry. Ed. Saif. Y.M. Iowa State Press. USA. 283 – 291.

ROJAS, E. 1986. Falta maravalha na região. Avicultura Industrial. São Paulo, Brasil. 76 (919): 10 - 11.

ROJAS, M. 1990. Parasitismo de los rumiantes domésticos. Terapia, prevención y modelos para su aprendizaje. Edit. Mijosa. Lima – Perú. 369-370.

RUIZ, H. 1990. Coccidiosis aviar. Venezuela: Litopar. 43 - 77, 141 – 159

SHANE, S. 1999. En los EUA se prefiere el acondicionamiento de la cama. Industria Avícola. Lima, Perú. 24 - 25.

SCHAT, K. 2003. Chicken Infectious Anemia. En: Disease of Poultry. Ed. Saif. Y.M. Iowa State Press. USA 182 - 198.

SHIRLEY, M. 1994. Epizootiología. Simposio internacional sobre coccidiosis. Sao Paulo. Brasil. 11 – 12.

SCHRADER, J.; SINGER, R. y ATWILL. E. 2004. A prospective study management and litter variables associated with cellulitis in California broilers flock. Avian Dis. 48: 522 – 530.

STANLEY, V. 1981. The effect of stocking density on commercial broiler performance. Poultry Science. 60: 1737-1738. Soulsby, E. J. L. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. México: Interamericana. pp. 609 - 634.

TAMBINI, A. 2007. Evaluación anatómo-histopatológica de bursa, timo y bazo de pollos de carne criados sobre cama reusada vs cama nueva. Tesis de Bachillerato. Facultad de Medicina Veterinaria, Univ. Nacional Mayor de San Marcos. 107p.

TABLER, T. 2000. Importance of Utter Quality to Broiler Producers. Avian Advice. Winter. Georgia - EEUU. 2 (2): 3 - 5.

VEJARANO, M. 2005. Evaluación de los parámetros productivos de pollos de carne criados sobre cama reusada por cinco campañas vs cama nueva. Tesis de Bachillerato. Facultad de Medicina Veterinaria, Univ. Nacional Mayor de San Marcos. 79p.

VERTOMMEN, M., y KOUWENHOVEN, B. 1994. Factores que contribuyen a la presencia de coccidiosis. MV. Rev. de Cien. Vet., Lima, 10 (4):3 - 4.

VILLEGAS, P.; BANDA, A. 2001. Enfermedad infecciosa de la bolsa. XVII Congreso latinoamericano de avicultura. Por la seguridad alimentaria del milenio. Recopilación: Comisión Científica del XVII Congreso Latinoamericano de Avicultura. del 9 al 12 de Octubre. Guatemala. 1-8.

WATKINS, K. 1998. Tendencia actual en el control de la coccidiosis. Mundo avícola y porcino. 6 (26): 25 – 27.

WHITEMAN, C. y BICKFORD, L. 1983. Enfermedades de las aves. American association of avian pathologists. Poultry pathology laboratory. Univ. Pennsylvania. New Balton center. 171 – 177.

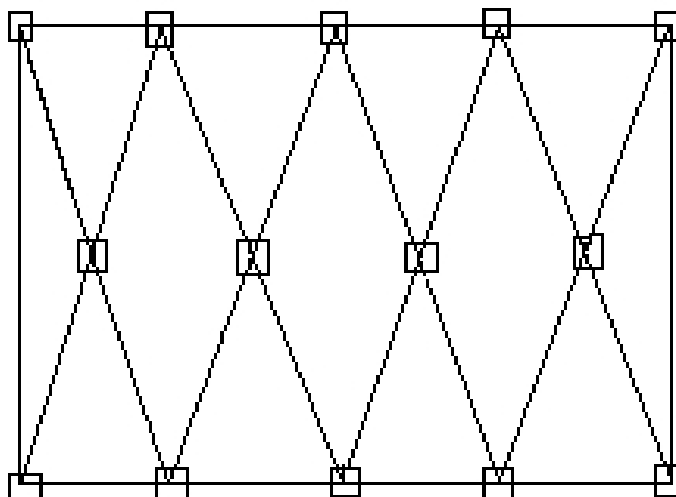
WHITEMAN, C. y FORD, B. 1993. Manual de Enfermedades de las Aves. Asociación Americana de Patólogos Aviarios. 2da Edición. 34 - 38.

WU, S.; WANG, M.; LIU, Q.; ZHU, Y.; SUO, X. y JIANG, J. 2004. Construction of DNA vaccines and their induced protective immunity against experimental *Eimeria tenella* infection. Parasitol Res. 94: 332 - 336.

WYATT, R. 1987. Avaliação bacteriológica e micológica da cama. Avicultura Industrial. São Paulo, Brasil. 77 (931): 32 - 34.

## VIII. ANEXOS

**Anexo 1:** Distribución de colección de muestras de cama por el método de 2W (Rojas, 1990).



**Anexo 2:** Programa de alimentación

ALIMENTO	EDAD <sup>(*)</sup>
Pre-Inicio	0 - 3
Pre-Inicio	4 - 9
Inicio	10 - 21
Desarrollo	22 - 28
Terminador	29 - 39
Venta	40 - venta

\* La edad esta expresada en días.

**Anexo 3:** Programa de densidad de pollos por m<sup>2</sup> de galpón.

<b>Edad</b>	<b>Pollos/m2</b>	
	<b>Machos</b>	<b>Hembras</b>
<b>1</b>	60	60
<b>4</b>	53	45
<b>6</b>	39	37
<b>9</b>	26	27
<b>10</b>	23	24
<b>12</b>	19	21
<b>16</b>	16	18
<b>18</b>	14	16
<b>22</b>	12	15
<b>24</b>	10	12
<b>33</b>	8	10

**Anexo 4:** Programa de equipos de alimentación.

<b>Edad</b>	<b>#Pollos/Plato</b>	
	<b>Machos</b>	<b>Hembras</b>
<b>1</b>	100 <sup>(1)</sup>	100
<b>4</b>	85 <sup>(2)</sup>	89
<b>6</b>	76 <sup>(3)</sup>	78
<b>9</b>	68	70
<b>10</b>	60	62
<b>12</b>	56 <sup>(4)</sup>	59
<b>16</b>	50	53
<b>18</b>	43	46
<b>22</b>	40	42
<b>24</b>	33	37
<b>33</b>	33	37

- (1) El primer día se usa plato chato.
- (2) A partir del cuarto día se cambia el plato chato por el plato único.
- (3) El sexto día se hace el entolvado del plato único.
- (4) A partir del doceavo día se cambia el plato único por el plato adulto.

**Anexo 5:** Programa de equipos de bebida.

<b>Edad</b>	<b>#Pollos/Niple</b>	
	<b>Machos</b>	<b>Hembras</b>
<b>1</b>	41	41
<b>4</b>	41	41
<b>6</b>	28	31
<b>9</b>	21	23
<b>10</b>	18	20
<b>12</b>	15	17
<b>16</b>	12	15
<b>18</b>	11	13
<b>22</b>	10	12
<b>24</b>	9	10
<b>33</b>	9	10

\* Los valores indicados tanto para platos como para niples, pueden variar en + o - 20%.

**Anexo 6:** Evaluación del sistema inmune e integridad intestinal en cama nueva.

**CAMA NUEVA**

**Pollo Normal**

<b>BURSA DE 21 Días</b>								
<b>SISTEMA INMUNE</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>		<b>PROM</b>	
<b>DIÁMETRO BURSA</b>	1.82	1.62	1.54	1.5	1.4		1.58	
<b>DIÁMETRO BAZO</b>	1	1	0.9	1	1		0.98	
<b>ESTADO BURSA</b>	0	0	0	0	0		0	
<b>SACOS AEREOS</b>	0	0	0	0	0		0	
	<b>RELACIÓN BURSA / BAZO</b>							1.61
<b>INTEGRIDAD INTESTINAL</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>Peso</b>		
<i>E. acervulina</i>	0	0	0	0	0	5	0	
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0	
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0	
<b>EROSIÓN DE MOLLEJA</b>	2	3	1	3	2	2	4.4	

**CAMA NUEVA**

**Pollo Centinela**

<b>BURSA DE 21 Días</b>								
<b>SISTEMA INMUNE</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>		<b>PROM</b>	
<b>DIÁMETRO BURSA</b>	1.42	1.49	1.4	1.5	1.58		1.48	
<b>DIÁMETRO BAZO</b>	0.95	1	1	0.9	1		0.97	
<b>ESTADO BURSA</b>	0	0	0	0	0		0	
<b>SACOS AEREOS</b>	0	0	0	0	0		0	
	<b>RELACIÓN BURSA / BAZO</b>							1.52
<b>INTEGRIDAD INTESTINAL</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>Peso</b>		
<i>E. acervulina</i>	0	0	0	0	0	5	0	
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0	
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0	
<b>EROSIÓN DE MOLLEJA</b>	3	2	2	2	3	2	4.8	

## CAMA NUEVA

### Pollo Normal

<b>BURSA DE 28 Días</b>								
<b>SISTEMA INMUNE</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>		<b>PROM</b>	
<b>DIÁMETRO BURSA</b>	1	1.22	1	1.1	1.18		1.1	
<b>DIÁMETRO BAZO</b>	1.2	1.3	1.32	1.3	1.32		1.29	
<b>ESTADO BURSA</b>	0	0	0	0	0		0	
<b>SACOS AEREOS</b>	0	0	0	0	0		0	
	<b>RELACIÓN BURSA / BAZO</b>							0.85
<b>INTEGRIDAD INTESTINAL</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>Peso</b>		
<b>PESO DE POLLO</b>	1.64	1.44	1.44	1.35	1.48		1.5	
<b>PESO INTESTINAL</b>	0.1	0.125	0.12	0.11	0.11		0.1	
<b>%</b>	6.1	8.68	8.33	8.15	7.43		7.7	
<b>RELACIÓN INTESTINO - P.V.</b>	6.1	8.7	8.3	8.1	7.4	5	38.7	
<i>E. acervulina</i>	0	0	0	0	0	5	0	
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0	
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0	
<b>EROSIÓN DE MOLLEJA</b>	3	3	3	3	3	2	6	

## CAMA NUEVA

### Pollo Centinela

<b>BURSA DE 28 Días</b>								
<b>SISTEMA INMUNE</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>		<b>PROM</b>	
<b>DIÁMETRO BURSA</b>	1	1	1	1	1.1		1.02	
<b>DIÁMETRO BAZO</b>	1.2	1.32	1.28	1.32	1		1.22	
<b>ESTADO BURSA</b>	0	0	0	0	0		0	
<b>SACOS AEREOS</b>	0	0	0	0	0		0	
	<b>RELACIÓN BURSA / BAZO</b>							0.83
<b>INTEGRIDAD INTESTINAL</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>Peso</b>		
<b>PESO DE POLLO</b>	1.38	1.52	1.44	1.44	1.56		1.5	
<b>PESO INTESTINAL</b>	0.1	0.1	0.14	0.135	0.135		0.1	
<b>%</b>	7.25	6.58	9.72	9.38	8.65		8.3	
<b>RELACIÓN INTESTINO - P.V.</b>	7.2	6.6	9.7	9.4	8.7	5	41.6	
<i>E. acervulina</i>	0	0	0	0	0	5	0	
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0	
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0	
<b>EROSIÓN DE MOLLEJA</b>	3	3	3	3	3	2	6	



## CAMA NUEVA

### Pollo Normal

BURSA DE 35 Días							
SISTEMA INMUNE	1	2	3	4	5		PROM
DIÁMETRO BURSA	1.17	1.32	1.12	1.18	1.18		1.19
DIÁMETRO BAZO	1.5	1.35	1.52	1.42	1.36		1.43
ESTADO BURSA	0	0	0	0	0		0
SACOS AEREOS	0	1	0	0	0		0.2
							0.83
INTEGRIDAD INTESTINAL	1	2	3	4	5	Peso	
<i>E. acervulina</i>	1	1	1	1	2	5	6
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0
EROSIÓN DE MOLLEJA	1	1	2	2	1	2	2.8

## CAMA NUEVA

### Pollo Centinela

BURSA DE 35 Días							
SISTEMA INMUNE	1	2	3	4	5		PROM
DIÁMETRO BURSA	1.34	1.28	1.35	1.36	1.4		1.35
DIÁMETRO BAZO	1.48	1.61	1.47	1.28	1.28		1.42
ESTADO BURSA	1	0	0	1	0		0.4
SACOS AEREOS	0	0	0	0	0		0
							0.95
INTEGRIDAD INTESTINAL	1	2	3	4	5	Peso	
<i>E. acervulina</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0
EROSIÓN DE MOLLEJA	1	3	2	2	2	2	4

**Anexo 7:** Evaluación del sistema inmune e integridad intestinal en cama reusada.

**CAMA REUSADA**

**Pollo Normal**

<b>BURSA DE 21 Días</b>							
<b>SISTEMA INMUNE</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>		<b>PROM</b>
<b>DIÁMETRO BURSA</b>	1.72	1.64	1.43	1.45	1.7		1.59
<b>DIÁMETRO BAZO</b>	1	0.91	0.97	1.02	1.04		0.99
<b>ESTADO BURSA</b>	1	1	1	0	1		0.8
<b>SACOS AEREOS</b>	0	0	0	0	0		0
							1.61
<b>INTEGRIDAD INTESTINAL</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>Peso</b>	
<i>E. acervulina</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0
<b>EROSIÓN DE MOLLEJA</b>	2	1	1	1	0	2	2

**CAMA REUSADA**

**Pollo Centinela**

<b>BURSA DE 21 Días</b>							
<b>SISTEMA INMUNE</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>		<b>PROM</b>
<b>DIÁMETRO BURSA</b>	1.6	1.46	1.42	1.63	1.38		1.5
<b>DIÁMETRO BAZO</b>	1.06	0.93	0.9	0.99	1.02		0.98
<b>ESTADO BURSA</b>	0	1	0	0	1		0.4
<b>SACOS AEREOS</b>	0	0	1	0	0		0.2
							1.53
<b>INTEGRIDAD INTESTINAL</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>Peso</b>	
<i>E. acervulina</i>	0	0	1	0	0	5	1
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0
<b>EROSIÓN DE MOLLEJA</b>	1	1	0	1	2	2	2

## CAMA REUSADA

### Pollo Normal

BURSA DE 28 Días							
SISTEMA INMUNE	1	2	3	4	5		PROM
DIÁMETRO BURSA	1.66	1.04	1.21	1.84	1.44		1.44
DIÁMETRO BAZO	1.34	1.36	1.23	1.44	1.62		1.4
ESTADO BURSA	0	0	0	1	0		0.2
SACOS AEREOS	0	0	0	0	0		0
							1.03
INTEGRIDAD INTESTINAL	1	2	3	4	5	Peso	
PESO DE POLLO	1.7	1.7	1.5	1.75	1.6		1.7
PESO INTESTINAL	0.075	0.07	0.065	0.065	0.095		0.1
%	4.41	4.12	4.33	3.71	5.94		4.5
RELACIÓN INTEST. - P.V	4.4	4.1	4.3	3.7	5.9	5	22.5
<i>E. acervulina</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0
EROSIÓN DE MOLLEJA	0	0	0	0	1	2	0.4

## CAMA REUSADA

### Pollo Centinela

BURSA DE 28 Días							
SISTEMA INMUNE	1	2	3	4	5		PROM
DIÁMETRO BURSA	1.52	1.42	1.49	1.18	1.04		1.33
DIÁMETRO BAZO	1.35	1.3	1.46	1.34	1.28		1.35
ESTADO BURSA	0	0	0	0	2		0.4
SACOS AEREOS	0	0	1	3	1		1
							0.99
INTEGRIDAD INTESTINAL	1	2	3	4	5	Peso	
PESO DE POLLO	1.55	1.5	1.55	1.55	1.5		1.5
PESO INTESTINAL	0.075	0.09	0.085	0.08	0.075		0.1
%	4.84	6	5.48	5.16	5		5.3
RELACIÓN INTEST. - P.V	4.8	6	5.5	5.2	5	5	26.5
<i>E. acervulina</i>	1	1	0	1	2	5	5
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0
EROSIÓN DE MOLLEJA	0	1	2	1	0	2	1.6

## CAMA REUSADA

### Pollo Normal

BURSA DE 35 Días							
SISTEMA INMUNE	1	2	3	4	5		PROM
DIÁMETRO BURSA	1.7	1.52	1.33	1.42	1.21		1.44
DIÁMETRO BAZO	1.67	1.37	1.52	1.53	1.48		1.51
ESTADO BURSA	0	0	0	0	1		0.2
SACOS AEREOS	0	0	0	0	0		0
							0.95
INTEGRIDAD INTESTINAL	1	2	3	4	5	Peso	
<i>E. acervulina</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0
EROSIÓN DE MOLLEJA	1	2	0	1	0	2	1.6

## CAMA REUSADA

### Pollo Centinela

BURSA DE 35 Días							
SISTEMA INMUNE	1	2	3	4	5		PROM
DIÁMETRO BURSA	1.32	1.25	1.28	1.51	1.26		1.32
DIÁMETRO BAZO	1.35	1.41	1.4	1.44	1.65		1.45
ESTADO BURSA	0	0	0	0	0		0
SACOS AEREOS	0	0	0	0	0		0
							0.91
INTEGRIDAD INTESTINAL	1	2	3	4	5	Peso	
<i>E. acervulina</i>	0	1	0	0	0	5	1
<i>E. máxima</i>	0	0	0	0	0	5	0
<i>E. tenella</i>	0	0	0	0	0	4	0
EROSIÓN DE MOLLEJA	0	0	1	1	1	2	1.2

**Anexo 8:** Parámetros productivos semanales en pollos de carne criados en cama nueva.

Sem	Ganancia		Consumo semanal (g)	Consumo Acumulado (g)	I.C.A.	I.E.P.E.
	Peso Promedio (g)	de peso (g)				
<b>0</b>	40.1					
<b>1</b>	176.2	136.1	177.3	177.3	1.01	249.20
<b>2</b>	407.3	231.1	370.2	547.5	1.34	217.09
<b>3</b>	802.2	394.9	659.6	1207.1	1.51	252.96
<b>4</b>	1316.8	514.6	1026.7	2233.8	1.70	276.62
<b>5</b>	1953.8	637.0	1356.5	3590.3	1.85	301.73
<b>6</b>	2596.7	642.9	1102.6	4692.9	1.82	339.69
<b>44 días</b>	2896.7	300.0	277.4	4970.3	1.73	385.12

**Anexo 9:** Parámetros productivos semanales en pollos de carne criados en cama reusada.

Sem	Ganancia		Consumo semanal (g)	Consumo Acumulado (g)	I.C.A.	I.E.P.E.
	Peso Promedio (g)	de peso (g)				
<b>0</b>	40.3					
<b>1</b>	174.5	134.2	179.9	179.9	1.03	242.00
<b>2</b>	399.7	225.2	489.5	669.4	1.67	170.95
<b>3</b>	800.5	400.8	672.3	1341.7	1.68	226.89
<b>4</b>	1315.0	514.5	881.4	2223.1	1.70	276.25
<b>5</b>	2000.0	685.0	1153.8	3376.9	1.70	336.12
<b>6</b>	2565.0	565.0	1453.8	4830.7	1.90	321.42
<b>44 días</b>	2856.3	291.3	249.4	5080.1	1.79	368.23

**Anexo 10:** Rendimientos de Línea ROSS 308

*Rendimiento Mixto*

Día	Peso Corporal (g) <sup>1</sup>	Ganancia Diaria (g)	Promedio Ganancia Diaria/ semana (g)	Consumo Diario (g)	Consumo Acumulado (g) <sup>2</sup>	Conversión Alimenticia <sup>3</sup>
0	42					
1	56	14		13	13	0.237
2	72	15		17	30	0.419
3	89	18		20	50	0.561
4	109	20		23	73	0.673
5	132	23		27	100	0.762
6	157	25		31	131	0.834
7	185	28	20.48	35	166	0.893
8	217	31		39	204	0.942
9	251	35		43	247	0.984
10	289	38		48	295	1.021
11	330	41		53	348	1.053
12	375	44		58	406	1.083
13	422	48		63	469	1.110
14	473	51	41.12	69	538	1.136
15	527	54		74	612	1.160
16	585	57		80	692	1.183
17	645	60		86	778	1.206
18	709	63		92	870	1.228
19	775	66		98	968	1.249
20	844	69		104	1072	1.270
21	916	72	63.19	110	1182	1.291
22	990	74		116	1298	1.312
23	1066	77		122	1421	1.332
24	1145	79		128	1549	1.353
25	1226	81		134	1684	1.373
26	1309	83		140	1824	1.394
27	1393	85		146	1970	1.414
28	1479	86	80.55	152	2122	1.434
29	1567	88		157	2279	1.455
30	1656	89		163	2442	1.475
31	1746	90		168	2610	1.495
32	1836	91		173	2783	1.515
33	1928	92		178	2961	1.536
34	2020	92		183	3144	1.556
35	2113	93	90.56	187	3331	1.576

Rendimiento Mixto - continuación

Día	Peso Corporal (g) <sup>1</sup>	Ganancia Diaria (g)	Promedio Ganancia Diaria/ semana (g)	Consumo Diario (g)	Consumo Acumulado (g) <sup>2</sup>	Conversión Alimenticia <sup>3</sup>
36	2207	93		192	3523	1.597
37	2300	94		196	3719	1.617
38	2394	94		200	3919	1.637
39	2488	94		204	4123	1.658
40	2581	94		208	4331	1.678
41	2675	94		211	4543	1.698
42	2768	93	93.57	215	4757	1.719
43	2861	93		218	4975	1.739
44	2954	93		221	5196	1.759
45	3046	92		224	5420	1.780
46	3137	91		227	5647	1.800
47	3228	91		229	5876	1.820
48	3318	90		231	6107	1.841
49	3407	89	91.22	233	6341	1.861
50	3495	88		235	6576	1.882
51	3582	87		237	6813	1.902
52	3669	86		239	7052	1.922
53	3754	85		240	7293	1.943
54	3838	84		241	7534	1.963
55	3920	83		243	7776	1.984
56	4002	81	84.96	243	8020	2.004
57	4082	80		244	8264	2.025
58	4160	79		244	8508	2.045
59	4238	77		245	8753	2.066
60	4313	76		245	8998	2.086
61	4388	74		245	9242	2.107
62	4460	73		244	9487	2.127
63	4531	71	75.64	244	9730	2.147
64	4600	69		243	9973	2.168
65	4668	67		242	10216	2.189
66	4733	66		241	10456	2.209
67	4797	64		240	10696	2.230
68	4859	62		238	10934	2.250
69	4919	60		236	11170	2.271
70	4978	58	63.80	234	11405	2.291