

Tiempo de Vida Útil de Pollo Fresco Almanacenado a Temperatura de Refrigeración

Por

Nelson Rafael Alicea Montañez

Tesis sometida en cumplimiento parcial
de los requisitos para el grado de

MAESTRO EN CIENCIAS

en

Industria Pecuaria

UNIVERSIDAD DE PUERTO RICO
RECINTO UNIVERSITARIO DE MAYAGUEZ

2005

Aprobado por:

Lynnette Orellana, Ph.D.
Miembro del Comité Graduado

Fecha

Edgardo R. Rivera Colón, DVM
Miembro del Comité Graduado

Fecha

José R. Latorre, Ph.D.
Presidente del Comité Graduado

Fecha

José R. Latorre, Ph.D.
Director de Departamento

Fecha

Fernando Pérez Muñoz, Ph.D.
Representante de Escuela Graduada

Fecha

Abstract

Many food borne illnesses are caused by the consumption of contaminated poultry meat. Sometimes the fault falls on the processing plant, but the majority of the incidents are caused by cross-contamination and undercooked meat. The objective of the study was to evaluate the shelf life of fresh poultry meat from a local processing plant. Processed poultry carcasses had shelf life of 2-14 days at 28 – 40 °F. Microbiological testing was done at 0, 3, 6, 9, 12 days of storage. No significant differences ($P>0.05$) between days were found for aerobic plate count, coliforms or *Escherichia coli*. *Campylobacter jejuni* was found in 70% of all the processed carcasses.

Resumen

Muchas de las enfermedades provocadas por los alimentos se relacionan a la carne de pollo. Algunas veces la falla recae en la planta procesadora, pero la mayoría de las enfermedades transmitidas a través de los alimentos son provocadas por la contaminación cruzada o cocción inadecuada. El objetivo de este trabajo fue evaluar la vida útil del producto principal de una planta procesadora local. La canal de pollo procesada tiene una vida útil de 2-14 días almacenado a una temperatura entre 28-40 °F. Los muestreos microbiológicos fueron realizados a los 0, 3, 6, 9 y 12 días de almacenamiento. No hubo diferencias significativas ($P>0.05$) entre los días analizados para el conteo aeróbico en plato, coliformes o *Escherichia coli*. También se verificó si *Campylobacter jejuni* estaba presente o no en las canales, dando como resultado que el 70% de las canales muestreadas eran portadoras de dicha bacteria.

Dedicatoria

Este trabajo va dedicado a todos aquellos estudiantes que, como yo, no importa cuantos obstáculos se interpusieron en el camino, y cuantos pensamientos de dejadez le rondaron por la mente, se quedaron y triunfaron. Este proyecto es un vivo ejemplo.

Agradecimientos

Primero que todo, gracias a esas fuerzas positivas que nos rodean y nos impulsan. A mis padres Angel e Isabel quienes me apoyaron en todo este proceso. A mi novia Annie que se mantuvo firme y confiada. A Roxana Sánchez que pudo sacar un poco de su comprometido tiempo para atenderme y ayudarme. Además a mis compañeros, Esbal, Héctor, Yadira, Arnaldo y sobre todo Many y La Nenesa (Jeny) los cuales desinteresadamente contribuyeron a este éxito de una forma u otra. A la Dra. Orellana, el Dr. Latorre, Edgardo Rivera D.V.M. y el Dr. Pérez Muñoz por su tiempo y esfuerzo.

Tabla de Contenido

	Página
Lista de Cuadros.....	viii
Lista de Apéndices.....	ix
Introducción.....	1
Revisión de Literatura.....	2
A. Coliformes, Coliformes Fecales y <i>Escherichia coli</i>	2
B. <i>Campylobacter jejuni</i>	4
C. Efectos en la Sociedad.....	7
D. Métodos de Control Bacteriano.....	8
E. La Vida Útil.....	9
F. Fuentes de Contaminación.....	12
G. Disminución en la Contaminación.....	17
Materiales y Métodos.....	21
A. Procedimiento para el traslado de la muestra.....	21
B. Procedimiento para la preparación de la muestra.....	21
C. Procedimiento para el cultivo de las bacterias	22
D. Modelo Estadístico.....	24
Resultados y Discusión.....	25
A. Coliformes y <i>Escherichia coli</i>	25
B. Conteo Aeróbico en Plato.....	26
C. <i>Campylobacter jejuni</i>	27

Conclusiones.....	30
Recomendaciones.....	31
Literatura Citada.....	32
Apéndices.....	39

Lista de Cuadros

Cuadro 1. Resumen del conteo de <i>Escherichia coli</i> y coliformes para la primera visita.....	28
Cuadro 2. Resumen del conteo de <i>Escherichia coli</i> y coliformes para la segunda visita.....	28
Cuadro 3. Resumen de los resultados de recuento total aeróbico para las visitas I y II	29
Cuadro 4. Incidencia de <i>Campylobacter jejuni</i> para los días 0 y 3 en la primera visita.....	30
Cuadro 5. Incidencia de <i>Campylobacter jejuni</i> para los días 6, 9 y 12 de la primera visita.....	30
Cuadro 6. Incidencia de <i>Campylobacter jejuni</i> para los días 0 y 3 de la segunda visita.....	31
Cuadro 7. Incidencia de <i>Campylobacter jejuni</i> para los días 6, 9 y 12 de la segunda visita.....	31

Lista de Apéndices

- Apéndice A:** Resultados de *Escherichia coli* y coliformes para todos los días de la primera y segunda visita.....41
- Apéndice B:** Resultados para recuento total en plato para todos los días de la primera y segunda visita.....46

Introducción

La carne de pollo es una de alto consumo en la isla de Puerto Rico. El público la prefiere por sus atributos nutricionales y su precio comparados con otras carnes como la de res o cerdo. Según el Departamento de Agricultura de Puerto Rico para el año fiscal 2003-2004 se produjeron en la isla sobre 106,879,000 libras de carne de pollo y se vendieron a un promedio de \$ 0.76 por libra, lo que representa un ingreso de más de 80 millones de dólares. Aunque hubo una pequeña reducción en el consumo per cápita del producto entre los años 2002 y 2003 de 101.52 libras a 96.99 libras respectivamente, el mercado se mantiene sólido a pesar de los cambios en las producciones locales por cierres o reestructuraciones en el proceso.

El propósito de este trabajo es determinar la vida útil y muestrear la carga microbiológica de canales de pollo de una planta procesadora en la isla de Puerto Rico. Para este propósito se monitorearán algunas bacterias relacionadas con este alimento, debido a la incidencia de microorganismos patogénicos capaces de producir enfermedades a través de este producto. Es importante conocer estos parámetros para que tanto el productor como el consumidor puedan determinar si el producto es apto para consumo.

Este trabajo posee un alto valor práctico, ya que la industria lo puede utilizar como una guía para evaluar el plan de análisis de riesgo y puntos críticos de control, buenas prácticas de manufactura y procedimientos de limpieza y desinfección.

Revisión de Literatura

La apariencia, textura, sabor y jugosidad son las propiedades más importantes de la carne percibidas por los consumidores a la hora de juzgar la calidad de la misma (Northcutt *et al.*, 1997). Los programas como el Análisis de Riesgos y Puntos Críticos de Control o “HACCP”, por sus siglas en inglés, no velan por la calidad del producto sino que por la inocuidad de los mismos (Tompkin, 1990). La inocuidad es el estado de un alimento exento de riesgos para el consumo humano, mientras que la calidad es el conjunto de propiedades inherentes a un producto que permiten apreciarlo como igual, mejor o peor que el resto de productos de los de su especie. Aún así, algunas bacterias patogénicas que no producen mal olor ni sabor al alimento han sido asociadas a enfermedades transmitidas a través de los alimentos (Food Safety and Inspection Service, 1999).

Las bacterias patógenas más comunes que se encuentran en la carne de pollo se encuentran los coliformes, *Escherichia coli* y *Campylobacter jejuni*.

A. Coliformes, Coliformes Fecales y *Escherichia coli*

El grupo de microorganismos llamados coliformes pertenecen a la familia Enterobacteriaceae. Estos microorganismos son de forma bacilar, Gram negativos, aeróbicos y anaeróbicos facultativos, no forman esporas y fermentan la lactosa con producción de ácido y gas a 35°C dentro de 48 horas. A este grupo pertenecen bacterias del género: *Escherichia*, *Enterobacter*, *Citrobacter*, *Serratia* y *Klebsiella*. Las dos fuentes principales de coliformes son los desechos humanos y animales y el ambiente.

Los coliformes fecales fermentan lactosa con producción de ácido y gas en 24 horas a temperaturas entre 44-46°C, usualmente a 44.5°C (Bacteriological Analytical

Manual, 2002). Más del 90% de los coliformes fecales son del género *Escherichia*, usualmente, *Escherichia coli*.

Escherichia coli fue establecido como un patógeno asociado a los alimentos en 1971 cuando quesos importados contaminados con una cepa enteroinvasiva ocasionaron más de 400 casos de infección (Center for Disease Control, 2000). La bacteria *Escherichia coli* constituye, aproximadamente, un 10% de los microorganismos intestinales del hombre y de animales de sangre caliente y debido a esto se ha utilizado como indicador biológico de contaminación fecal. Esta bacteria cuenta con diferentes grupos de virulencia como son los enteroagregativo, enterohemorrágico, enteropatogénico y enterotoxigénico.

El grupo enteroagregativo o enteroadherente poseen una capacidad de adherencia a un hospedero único, aunque no está claro si los miembros de este grupo son patógenos que pueden ser encontrados en alimentos. El grupo enterohemorrágico afecta mayormente el intestino grueso y produce una toxina parecida a la de *Shigella*. En este grupo se encuentra la cepa de *Escherichia coli* 0157:H7 la cual no se asocia directamente a la industria avícola. Los microorganismos enteropatogénicos no producen enterotoxinas pero pueden causar diarrea. El grupo de los enterotoxigénicos tienden a colonizar el intestino delgado y producen diarrea a niños y adultos.

Para prevenir la infección con esta bacteria se deben cocinar los alimentos de forma correcta, ya que estos microorganismos son muy sensitivos al calor. Por ejemplo, la carne molida, la cual se asocia mayormente a estos patógenos por ser procesada y tener un área de superficie tan amplia, debe alcanzar una temperatura de cocción de 160 °F/ 71.1 °C o que la temperatura interna sea de 155 °F/68.3°C por al menos 15 segundos

(FDA/CFSAN, 2002). Una vez cocidas las carnes no deben mantenerse entre 41°F/5°C y 135°F/57.2°C por más de 3-4 horas. Aunque los brotes más grandes e importantes con este tipo de bacteria son debido a la carne molida de res, ya que su procesamiento produce un ambiente propicio para el crecimiento microbiano. Los cortes de carne roja, pollo y mariscos deben ser considerados como posibles vehículos de colitis hemorrágica (Jay, 2000).

B. *Campylobacter jejuni*

Las bacterias *Campylobacter jejuni* son microorganismos gram-negativos, microaerofílicos, curvos, delgados, en forma de bastones y con movimiento tipo taladro ayudado por el flagelo polar. Esta bacteria puede sobrevivir de 2 a 4 semanas bajo condiciones tales como humedad ($a_w=0.98$), condiciones microaerofílicas o temperatura de 4 °C. Existen en el género *Campylobacter* alrededor de 15 especies y 6 subespecies, pero *Campylobacter jejuni* es el microorganismo de nuestro interés.

Campylobacter jejuni puede sobrevivir de 2 a 5 meses a 20 °C bajo cero por cambios morfológicos de espiral a coco, pero solo unos días a temperatura ambiente. Algunas situaciones como almacenamiento prolongado a un pH menor de 5, exposición al aire, desecación o condiciones severas de calor o frío pueden representar obstáculos para la sobrevivencia de este microorganismo y disminuye la probabilidad de su recuperación en el laboratorio (Chan *et al.*, 2001). Especies termofílicas como *C. jejuni*, *C. coli* y *C. lari* crecen mejor a 42 °C, aunque son capaces de crecer a 37 °C. La temperatura mínima de crecimiento para *Campylobacter jejuni* se encuentra en los 31 °C, pero la actividad fisiológica puede mantenerse a 4 °C.

Campylobacter jejuni es transportado en el tracto gastrointestinal de una amplia variedad de animales salvajes y domésticos, especialmente las aves. La cantidad o dosis infecciosa de esta bacteria va a depender de la cepa a la que pertenezca, cuan dañado esté el microorganismo por las condiciones del medio ambiente y la susceptibilidad del huésped. La dosis infecciosa se estima en un rango de 500 a 10,000 células, las cuales pueden estar contenidas en una gota del líquido que suelta el pollo y podría enfermar a una persona. *Campylobacter jejuni*, *C. coli* y *C. lari* en conjunto, componen más del 99% de las bacterias aisladas en los humanos, siendo *C. jejuni* el líder con un 90% de las bacterias aisladas (Jay, 2000).

La infección con *Campylobacter jejuni* se mantiene mayormente en la parte baja del tracto gastrointestinal y se conoce como campylobacteriosis, enteritis de campylobacter o gastroenteritis de campylobacter. Pacientes con enteritis de campylobacter eventualmente requerirán de una laparotomía, debido a la severidad de los síntomas abdominales. Personas inmunocomprometidas como niños, pacientes de cáncer, pacientes de SIDA, recipiente de órganos y ancianos son más susceptibles a padecer de esta infección (Jay, 2000).

Los términos que más se asocian a las bacterias son patogenicidad, infección y toxigenidad. Se conoce a la patogenicidad microbiana como los mecanismos estructurales y bioquímicos por los cuales un microorganismo causa una enfermedad. La patogenicidad en la bacteria debe ser asociada también con los componentes peculiares de estas células o las secreciones de sustancias como desechos metabólicos o defensa que afectan al hospedero.

La infección implica la invasión, colonización, multiplicación o persistencia de un patógeno en el huésped. Cuando la infección causa daño significativo al huésped, entonces lo conocemos como una enfermedad infecciosa. La habilidad que tiene un microorganismo para invadir al huésped va a depender de los mecanismos utilizados para la colonización como la adherencia, la habilidad para superar los mecanismos de defensa del huésped y la producción de sustancias extracelulares para facilitar su proceso invasivo.

La toxigenesis es la habilidad de un microorganismo para producir toxinas. Las sustancias tóxicas producidas por estos patógenos son solubles y se asocian con las células siendo transportadas por la sangre y la linfa causando así efectos citotóxicos en tejidos fuera del área de invasión.

Los animales en general no están exentos de sufrir consecuencias negativas por la invasión de *Campylobacter* spp. En el ganado causa diarrea, vómitos en los neonatos y mastitis en las vacas productoras. La leche cruda se puede contaminar con la bacteria si el animal tiene mastitis producida por *Campylobacter* spp. La transmisión puede ser por otras fuentes como tener contacto con terneros infectados, diarrea de animales infectados, el consumo de alimentos mínimamente procesados sin lavar, en especial si los cultivos han sido abonados con estiércol de pollos. En ovejas y corderos produce aborto o muerte fetal. Además puede causar vómitos en cachorritos caninos recién nacidos. Sin embargo, las aves siguen siendo la mayor reserva para *Campylobacter* spp., alojándose mayormente en el ciego y luego colonizando los intestinos donde causa diarrea en aves débiles. La transmisión de este microorganismo en aves de corral puede ocurrir debido al contacto con las heces de las demás aves en el rancho. Las aves adultas pueden ser

portadores del microorganismo sin demostrar signos clínicos. Además, en la planta procesadora los intestinos pueden romperse durante la evisceración, contaminando así la canal (Stern y Robach, 2003). La transmisión de persona a persona es poco común, pero puede ocurrir si la persona está sufriendo de diarrea severa.

C. Efectos en la Sociedad

Se estima que ocurren entre 24-61 millones de casos de enfermedades transmitidas a través de los alimentos en los Estados Unidos (FoodNet). Las infecciones por *Campylobacter* spp. en los Estados Unidos son mayores que la combinación de infecciones con *Shigella* y *Salmonella* juntos (U.S. Food and Drug Administration, 1992). Actualmente el número de casos de enteritis por *Campylobacter* en los Estados Unidos se estima en 2 millones por año, siendo *Campylobacter jejuni* y *Campylobacter coli* los patógenos enterobacteriales más comunmente aislados. El 80% de los casos de infección con *Campylobacter* spp. están relacionadas con alimentos contaminados. Estudios indican que 15 de cada 100,000 personas son diagnosticadas con campylobacteriosis en Estados Unidos y que de estos alrededor de 100 personas podrían morir (FoodNet). En Europa la Organización Mundial de la Salud o “WHO”, por su siglas en inglés, concluyen en su programa de control que *Campylobacter jejuni* y *Campylobacter coli* son los mayormente responsables por la enteritis en dicho continente, siendo *Campylobacter jejuni* el de mayor predominancia. *Campylobacter* spp. es una de las primeras causas de enfermedades gastrointestinales en los Estados Unidos según varias agencias gubernamentales (U.S. Food and Drug Administration, 1992).

Campylobacter jejuni produce un espectro amplio de enfermedades incluyendo gastroenteritis, proctitis, septicemia, meningitis, abortos y artritis. A largo plazo 1 de cada 1000 infectados desarrollará el Síndrome de Guillain-Barré o “GBS”, el cual produce una parálisis neuromuscular. Se estima que el 40% de los pacientes de “GBS” poseen un historial de infección con *Campylobacter* spp. Pacientes ya recuperados podrían desarrollar el Síndrome de Reiter o “RS”, el cual produce una artritis severa. Los efectos de envenenamiento comienzan a ocurrir luego de 2-5 días luego de ingerir agua o alimento contaminados con *C. jejuni*, y comúnmente la fiebre, el dolor abdominal y la diarrea son los síntomas principales. El curso de la enfermedad es autolimitante y la mayoría de los afectados se recuperan entre 7-10 días. Muchos pacientes no necesitan ningún tratamiento en específico que no sea un suero para reponer los fluidos perdidos, pero de ser necesario se administra un antibiótico (eritromicina o fluroquilonona). Además de la carne de ave, la carne de res y cerdo han sido asociadas a este tipo de envenenamiento. Las especies de *Campylobacter* producen diarreas bien acuosas con la posibilidad de encontrar sangre en alguna evacuación (Food Safety and Inspection Service, 1999).

D. Métodos de Control Bacteriano

La eliminación de la bacteria es casi imposible aunque atacándola desde varios frentes se puede hacer alguna diferencia. Los veterinarios pueden jugar un papel importante al recomendar buenas prácticas de bioseguridad en la finca, por ejemplo, se han encontrado cepas de *Campylobacter* spp. con un aumento en la resistencia a los antibióticos, lo que sugiere que los veterinarios deben orientar sobre el uso indiscriminado de los mismos.

En la finca, la utilización de agua clorada y buenas prácticas de bioseguridad puede reducir la contaminación por objetos inanimados o empleados, además se reduce grandemente el número de unidades formadoras de colonia de *Campylobacter* (Stern *et al.*, 2002). En la planta de procesamiento se pueden incorporar lavados con ácidos orgánicos y radiación gamma para reducir el número de bacterias. En el hogar se deben usar diferentes tablas para picar carne y vegetales y es bien importante lavarse las manos por lo menos 15 segundos con jabón antes, durante y después de preparar los alimentos.

E. La Vida Útil

La vida útil de un alimento está basado en el porcentaje de consumidores que una compañía desea satisfacer bajo unas condiciones específicas. La vida útil de un alimento se define como el periodo en el que el producto mantendrá niveles de calidad aceptables para su consumo. El largo de la vida útil de un producto dependerá de la formulación del alimento, el procesamiento al cual es sometido, el empaque utilizado y las condiciones de almacenamiento. Si el alimento no ha sido esterilizado usando radiación o algún tratamiento similar, eventualmente se dañará debido al crecimiento de microorganismos. Alimentos como los productos lácteos, carnes, huevos, frutas y vegetales se dañarán rápidamente si no se almacenan a temperaturas adecuadas. Por ejemplo, la carne y los huevos se deben almacenar a una temperatura de 33 °F a 36 °F (0.5-2.2 °C), aunque todos los productos refrigerados tienen que mantenerse por debajo de los 4 °C.

El pollo fresco, se conoce como el pollo crudo procesado que no ha sido congelado en ningún momento y ha sido expuesto a algún tipo de tratamiento microbiano en la planta de procesamiento. La carne de pollo fresco debe prepararse dentro de las 24-48 horas de su adquisición en el supermercado o si no congelarlo. La carne de pollo se

congela a 26 °F, por esta razón, si el pollo se ha mantenido por debajo de esta temperatura ya no se considera fresco. Bajo condiciones de congelamiento el pollo puede mantenerse por tiempo indefinido. Sin embargo, si se desea la mejor calidad se debe consumir el producto completo a no más de un año, las piezas antes de los 9 meses y los menudos en 4 meses (Food Safety Inspection Service, 1999). El pollo fresco procesado es aquel que se mantiene a temperatura de refrigeración y que no ha sido congelado. Este tipo de producto tiene una vida útil de 2-14 días, todo va a depender de la temperatura de almacenamiento, las bacterias presentes luego del procesamiento y la pieza del pollo que se esté evaluando (Bailey *et al.*, 1987). En un experimento donde se estudiaron sobre 1,297 canales de pollos parrilleros procedentes de varios ranchones en la región Este de los Estados Unidos entre 1994-1995, *Campylobacter jejuni* y *C. coli* se encontraron en un 88% de las aves (United States Department of Agriculture, 1996).

Los tejidos más internos del pollo son generalmente estériles o poseen pocos organismos, los cuales generalmente no crecen a temperatura de refrigeración. La flora microbiana depositada por el agua, el procesamiento y el manejo se limitan entonces a la piel. Esa contaminación proveniente de la piel puede reducirse a un mínimo con una cocción adecuada del producto.

La canal posee una flora microbiana particular según la especie del animal pero al ser refrigerado ocurre una selección de microorganismos (Brant, 1975). En este campo, los estudios microbiológicos más comunes se han realizado utilizando los métodos de conteo en plato (APC), números más probables (MPN), técnicas de tinte para estimar células viables y conteo directamente del microscopio (DMC) (Jay, 1996.). Para estos propósitos se han realizado varios estudios con diferentes formas de empaque y

refrigeración en donde se ha encontrado que los empaques bajo atmósfera modificada (Jiménez *et al.*, 1997), refrigerar a 2°C en vez de 5°C (Bailey *et al.*, 1979) y el uso de radiación (Tosun, 2004) pueden aumentar el largo de vida útil de la carne de pollo.

El empaque es una barrera física con la que cuenta el producto para no contaminarse con los microorganismos en el ambiente, pero como algunos microorganismos son inherentes del producto nuestra única defensa es evitar la rápida proliferación. Por esta razón ha aumentado dramáticamente el interés por estudiar la microbiología de alimentos en especial de la aquellos microorganismos patogénicos, ya que mientras más contaminado esté un producto menos tiempo durará el mismo (Kotula y Pandya, 1995). El pollo ya procesado y empacado debe de almacenarse y mantenerse a una temperatura adecuada en la planta procesadora, en el camión de transporte, en el mercado y en el hogar para minimizar su deterioro. Las bacterias que se quedan atrapadas entre la piel y el agua luego del lavado, entraran en los folículos de las plumas con el transcurso del tiempo de almacenamiento deteriorando así el producto (Chantarapanont *et al.*, 2003).

La carne de pollo ha sido implicada frecuentemente en brotes relacionados con alimentos tanto en los hogares como en establecimientos de comidas (Carson *et al.*, 1987). Estudios realizados en carne de ave revelan que en los pollos crudos existen sobre 25 géneros distintos de bacterias (Jay, 1996). Cada especie animal posee una flora heterogénea de bacterias que va a depender de la temperatura corporal. Las especies de *Campylobacter* son enteropatógenos de importancia para los humanos, que se encuentran en el tracto intestinal de las aves, incluyendo los pollos parrilleros (Musgrove *et al.*, 2001). Dependiendo del medio ambiente y la competencia, *Campylobacter jejuni* puede

crecer fácilmente en un rango de 31°C a 42 °C. Además se ha encontrado que condiciones microaeróbicas y temperaturas entre 37°C y 42 °C son una buena combinación de factores para su rápida proliferación (Hazeleger *et al.*, 1998).

El consumo de pollo parrillero ha ido en aumento tanto en Puerto Rico como en los Estados Unidos con el pasar de los años. El consumo de pollo aumentó de 25 lbs. per cápita en 1970 a 54 lbs. per cápita en Estados Unidos según registrado en 1999. La producción para el año 1999 alcanzó a 30, 294 millones de lbs. de carne de pollo (American Meat Institution). El aumento en consumo se debe entre otras cosas a su bajo contenido de grasas saturadas y su fácil preparación, pero más aún por la variedad de productos cárnicos de aves disponibles en el mercado (Potter y Hotchkiss, 1995). Con este aumento en la producción, las plantas procesadoras impulsadas por el plan de análisis de peligros y puntos críticos de control, por sus siglas en inglés, “HACCP”, han inclinado su interés sobre el control de la contaminación microbiana durante el proceso, y a su vez han reducido el peligro de contaminación (McAllister *et al.*, 1988). El sistema HACCP es un sistema de control y evaluación extensiva sobre toda la producción de un alimento con el propósito de reducir los peligros potenciales presentes en un alimento (Tompkin, 1990).

F. Fuentes de Contaminación

Las aves pueden contaminarse con microorganismos durante su crecimiento, transporte, procesamiento o por contaminación cruzada en el hogar o restaurante (Musgrove *et al.*, 2001). Este número de bacterias puede aumentar en la planta procesadora, ya que las mismas se encuentran en el suelo, aire y agua y pueden ser introducidas por el hombre y el equipo utilizado durante el procesamiento (Johnston y

Tompkin, 1992). Por lo tanto, hay que analizar los microorganismos que juegan un rol importante en la calidad microbiológica del producto durante cada etapa.

Como ejemplo, algunos datos sugieren que el semen de los gallos puede servir como vehículo para la transmisión del *Campylobacter* spp. al tracto reproductor de las gallinas y subsecuentemente, a los huevos fecundos (Cox *et al.*, 2001). La colonización del tracto reproductivo de las gallinas puede facilitar la transmisión vertical del *Campylobacter* spp. a la progenie (Buhr *et al.*, 2002).

Se conoce que generalmente los pollitos vienen libres de contaminación desde la incubadora. Esto se debe a que los pollitos todavía disfrutaban de la inmunidad pasada de la madre al hijo. En un estudio se tomaron pollos de 21 días y pollitos de tres días de nacidos y se analizaron para la presencia del anticuerpo materno “MAB”, por sus siglas en inglés, y se encontró que el colonizaje de *Campylobacter jejuni* fue mucho más rápido en los pollos de 21 días en comparación con los de tres días de nacidos (Sahin *et al.*, 2003).

En otro estudio realizado en Malaysia se encontró que las aves comienzan a contaminarse con *Campylobacter* spp. a partir de las dos semanas de edad. Los investigadores muestrearon la camada, las moscas, el agua, el alimento y el ambiente de los ranchones. El estudio concluyó que el agua y los pájaros silvestres son los portadores principales de *Campylobacter jejuni* (Saleha, 2004). En Japón surgieron resultados similares, donde se obtuvo un análisis positivo de *Campylobacter jejuni* a los 20 días de edad de los pollos, resultando en la contaminación del resto de la parvada dos semanas luego de obtener un resultado positivo de la bacteria.

Por lo tanto, la contaminación de las aves proviene del lugar donde se cría, ya sea por el ambiente y/o el alimento que viene contaminado desde los molinos (Corry *et al.*, 2002). Hoy día, sabemos que *Campylobacter jejuni* se encuentra en casi todas las etapas o estaciones en la crianza de los pollos parrilleros, en lugares como los ranchos o galpones de pollos, el agua de los bebederos, molinos de alimentos, plantas procesadoras y ranchos de reproducción (Jones *et al.*, 1991).

Por ejemplo, una fuente de contaminación durante la etapa de crianza, puede ser la presencia de escarabajos en la camada de los ranchones de pollo de engorde. Los escarabajos de la camada son con frecuencia negativos a la *Salmonella* spp. o *Campylobacter* spp; sin embargo, la transmisión de la *Salmonella* spp. y *Campylobacter* spp. entre dos lotes consecutivos de pollo de engorde puede coincidir con la presencia de escarabajos en la camada contaminados con ambos durante el período de descanso, sirviendo como reservorio de éstos entre lotes de producción (Skov *et al.*, 2004). Un mayor conocimiento de la relación existente entre la infestación de los escarabajos de la cama y el estatus de *Campylobacter* spp. en los lotes de aves permitirá obtener mayores progresos en el desarrollo de medidas de bioseguridad para el control de la infección por *Campylobacter* spp. (Bates *et al.*, 2004).

Otra fuente de contaminación puede ser el agua que consumen las aves de engorde. Resultados en estudios previos indican que los niveles de tratamiento con cloro usados (2 a 5 ppm) en agua potable no son efectivos para la disminución de los niveles de colonización por parte del *Campylobacter* spp. en las parvadas criadas bajo las prácticas de producción actuales en los Estados Unidos (Stern y Latorre, 2002).

Si el ave no se contamina durante su nacimiento, transporte a los ranchones y etapas de crianza todavía existe la posibilidad de contaminación durante los procesos de recogido, transporte a la planta procesadora, procesamiento y distribución (Stern et al., 2001). Un estudio identificó que las botas de los choferes de los camiones de recogido y los recogedores de aves, el tractor que lleva las jaulas y las jaulas como objetos inanimados que pueden transportar *Campylobacter jejuni* (Ramabu et al., 2004).

El procesamiento, ambiente y condiciones higiénicas de la planta procesadora pueden determinar la carga microbiana y la inocuidad de las canales de pollos (Abu-Ruwaida, 1994). Aumentos drásticos en el número de bacterias en la piel se han registrado durante el proceso de enganche de las aves en la línea de producción y la evisceración (Izat et al., 1988). Un estudio realizado arrojó que las parvadas que vengan descontaminadas de la finca, pueden ser contaminadas en la planta de procesamiento. En ese estudio se tomó una parvada negativa para *Campylobacter jejuni* y lo procesaron luego de haber procesado una parvada positiva con *C. jejuni*. Al comparar las cepas bajo el procedimiento de “Polymerase Chain Reaction” o “PCR” por sus siglas en inglés, se demostró que la parvada libre de *C. jejuni* fue contaminada por la parvada contaminada procesada anteriormente (Miwa et al., 2003). Posibles razones para estos resultados son la poca sanidad en la escaldadora y máquinas para desplumar que pueden aumentar la probabilidad de contaminación cruzada (Jones et al., 1991).

Otros estudios demuestran que la contaminación en pollos parrilleros continúa con el contacto entre canales, manejo, equipo, herramientas, baño en la escaldadora y el tanque de enfriamiento (Bailey et al., 1987). La manipulación de la carne durante el

procesamiento es un factor de riesgo muy alto y por lo tanto son mandatorias las buenas prácticas de manejo (González *et al.*, 2001).

En plantas procesadoras se ha encontrado que la mayor cantidad de microorganismos está en la parte de pre-eviscerado o la parte sucia de la planta como se conoce mayormente por la concentración de partículas en aerosol (Lutgring *et al.*, 1997). La contaminación puede provenir del agua utilizada para enjuagar la canal (Corradini *et al.*, 2001), el aire y los que trae el propio animal que se sueltan al aire (Fries y Graw, 1999). Las bacterias mesofílicas se encuentran mayormente en el área de desplume en comparación con las bacterias psicofílicas, debido al factor temperatura (Whyte *et al.*, 2001).

La piel de los pollos es un foco de contaminación, ya que a diferencia del procesamiento de otros animales, esta no es removida. La piel esta en contacto con los equipos, las manos de los trabajadores, guantes y cuchillos por lo que aumenta el potencial de contaminación cruzada (Izat *et al.*, 1988). En una prueba realizada, una planta procesadora separó ciertas piezas de pollos con y sin piel antes de la evisceración para detectar *Campylobacter jejuni*, *Escherichia coli*, coliformes y aeróbicos totales. En las piezas sin piel no se encontró *Campylobacter jejuni* ni en la pechuga ni en las caderas aunque sí en algunos muslos. Por otro lado, las piezas de pechuga, muslo y cadera con piel fueron positivas para *Campylobacter jejuni*, coliformes, aeróbicos totales y *Escherichia coli*. Luego de la evisceración pero antes del enfriamiento se tomaron muestras y la diferencia en contenido bacteriano entre piezas con piel y sin piel no fueron significativamente diferentes (Berrang *et al.*, 2001).

Otras posibles causas de contaminación en la canal durante el procesamiento, es el contenido del sistema digestivo del ave. Cantidades tan pequeñas como 5 mg de contenido fecal aumentan significativamente el número de *Campylobacter* spp. en las canales de pollos parrilleros. Berrang y otros (2004) encontraron que las canales contaminadas con contenido fecal promediaban 3.3 log CFU/g y las no contaminadas promediaban 2.6 log CFU/g. Musgrove y otros (1997) encontraron que la colocación de tapones de rayón en la cloaca antes de que las aves fueran pasadas por la descarga eléctrica, promovía una disminución en el número de *Campylobacter jejuni* en las canales. Bajo condiciones óptimas durante el procesamiento de pollo se espera que la escaldadora (tratamiento de calor) y el enfriador con cloro disminuyan los niveles de *Campylobacter jejuni* en la canal. El mayor efecto entre ambos procesos lo tiene la escaldadora, ya que temperaturas entre 50-60 °C disminuyen una mayor cantidad de las bacterias que el cloro del enfriador (Yang *et al.*, 2001).

Existen varios factores que determinarán el contenido nutricional del producto al momento de consumirlo como: composición del alimento, procesamiento y las condiciones de almacenamiento (Anzaldúa-Morales, 1994). Después del procesamiento factores como: el tipo de empaque, temperatura de almacenamiento, composición final del producto y la sobrevivencia y/o contaminación con microorganismos, van a influenciar en la utilización de ese producto (Potter, 1995).

G. Disminución en la Contaminación

Al revisar literatura científica nos percatamos de la complejidad al tratar de reducir la incidencia de agentes patogénicos en pollos parrilleros. Sin embargo, existen varias formas o prácticas que ayudan a disminuir la posibilidad de contaminación durante

el proceso de transporte y manejo. Para minimizar la contaminación en la planta de procesamiento se pueden tomar algunas medidas de contingencia. Una de ellas lo es el mantener la luz encendida en los ranchos luego de que se le retire el alimento a los pollos, para que se mantengan activos metabólicamente y así se reduzca el contenido gástrico antes de ser recogidos en las cajas por la brigada de la planta procesadora. El tiempo que pasa entre retirarle el alimento y el procesamiento del ave, es de suma importancia ya que afecta el contenido en los intestinos. El mejor periodo es entre 12 a 24 horas, debido a que tiempos mayores o menores de este rango resultan en una situación no deseada, ya que por un lado estaría el alimento sin digerir y por el otro las heces estarían muy húmedas (Northcutt *et al.*, 1997). El recogido de pollos muertos durante la crianza es indispensable para evitar que las bacterias contaminen a las aves restantes (May *et al.*, 1990).

Otra forma para reducir los patógenos en los pollos es el tratamiento de la piel de las aves procesadas con bacteriófagos (Toro *et al.*, 2005). Este proceso aunque está en etapa experimental presenta grandes posibilidades para en el futuro poder reducir los conteos de *Salmonella enterica* y *Campylobacter jejuni* (Goode *et al.*, 2003). Los bacteriófagos pueden proporcionar una alternativa efectiva a los tratamientos con antibióticos, pero al igual que los mismos, la efectividad del tratamiento con bacteriófagos para mejorar a las aves disminuye en la medida en que se retrasa su aplicación durante el curso de la enfermedad (Huff *et al.*, 2003).

Otra forma para disminuir el número de *Campylobacter jejuni* podría ser la suplementación con lactobacillus. Una mezcla de lactobacillus como *Lactobacillus acidophilus*, *Lactobacillus fermentum*, *Lactobacillus crispatus* y *Lactobacillus brevis* en

un tracto de ave simulado produjo una disminución dramática en el conteo de *Campylobacter jejuni*. Se consideran hacer estudios en vivo para determinar su verdadera efectividad, aunque en este momento promete ser un suplemento que genere cambios positivos para la industria (Chang & Chen, 2000).

Otra manera de disminuir la posibilidad de contaminación con *Campylobacter jejuni* es durante el transporte. Una mejor utilización de las cajas de transporte resultaría en una disminución del número de patógenos. El lavar y dejar reposar las cajas de transporte por más de 48 horas resulta en una disminución en el conteo de *Campylobacter jejuni*. Esto significa que las aves a ser transportadas se expondrían a un menor riesgo de contaminación durante el transporte (Berrang *et al.*, 2004).

Si se logra reducir la probabilidad de contaminación en la planta procesadora, eso significa solo la mitad de la batalla. Todavía falta evitar o minimizar la contaminación a nivel domiciliario o restaurantes. Uno de los lugares de mayor contaminación es la cocina. Existen varios focos para la contaminación cruzada, entre ellos se encuentra el agua del grifo, superficies contaminadas y utensilios contaminados (Mattick *et al.*, 2003).

Otras causas de contaminación en enfermedades transmitidas por alimentos son el recalentamiento inadecuado, preparación y cocción inadecuada y temperaturas inadecuadas de almacenamiento (Cogan *et al.*, 2002). Estas causas pueden combinarse y contribuir a la contaminación que ocurre en el hogar. Se ha encontrado que la contaminación cruzada puede ocurrir en la cocina de varias maneras, por eso es importante tener conciencia cuando se preparan los alimentos. Si no se limpian correctamente los utensilios o la tabla de picar los alimentos puede pasar la contaminación de un lugar a otro. Las tablas de picar de plástico y madera a diferencia

de las de metal, pueden alojar *Campylobacter* spp. por lo menos en un periodo de tres horas (Wanyenya *et al.*, 2004).

A pesar de que las infecciones con *Campylobacter jejuni* son auto-limitantes, existe una alta probabilidad para algunos individuos de padecer prolongadamente de la infección. La bacteremia, el síndrome de Guillain-Barré (GBS; enfermedad de parálisis aguda), y la artritis reactiva (ReA), son los padecimientos más serios debido a una infección prolongada. En mujeres embarazadas sería peor, ya que podría producir aborto o inhabilidad para hacerse cargo del recién nacido. Es por esto que el manejo de los alimentos en la cocina debe ser adecuado (Smith, 2002).

Materiales y Métodos

A. Procedimiento para el traslado de la muestra

Para asegurar una temperatura adecuada de las canales, estas se mantuvieron durante el periodo de recolección de muestra en la nevera de la planta procesadora, cuya temperatura fluctúa entre 2-3 °C. Se recogieron 15 canales a razón de tres canales por día, cada tres días (0,3,6,9,12) y transportadas a 4 °C o menos hasta el laboratorio. La temperatura se monitoreó con un termómetro marca Enviro-Safe HB/C 182849 durante el transporte y la nevera del laboratorio se monitoreó con un termómetro Ertco #I-030-1.

B. Procedimiento para la preparación de la muestra

La canal de pollo se removió de su empaque original y se pasó a una bolsa Stomacher de 3.5 L. A la bolsa con la canal se le depositaron 200 ml de agua peptonada y se movió la bolsa con su contenido por un período de 2 minutos. Esto es una especie de lavado para obtener las bacterias que se encuentran tanto en el exterior como en el interior de la canal. Luego se succionaron 20 ml del contenido de la bolsa estéril a un tubo de centrífuga estéril de 30 ml. La muestra fue centrifugada en una Jalco modelo 46, a 5,000 rpm por 20 minutos hasta obtener un “pellet” concentrado de la muestra. El sobrenadante fue descartado y el precipitado resuspendido en 10 ml de agua peptonada usando el vortex para hacer un buen homogenizado (Bacteriological Analytical Manual, 1995).

C. Procedimiento para el cultivo de las bacterias

I. *Escherichia coli* y coliformes

Tomando el tubo con la muestra centrifugada y homogenizada como la dilución 10^{-1} , se prepararon diluciones seriadas entre 10^{-2} , 10^{-3} y 10^{-4} . Las bacterias de cada dilución fueron cultivadas (1ml) en petrifilm 3M diseñados para el recuento de coliformes y *Escherichia coli* e incubadas a 35 ± 1 °C por 48 horas. Luego de este período las colonias fueron contadas bajo un contador de colonias Bantex 920A según las especificaciones del fabricante.

II. APC (Aerobic plate count) o conteo aeróbico en plato

Se preparan diluciones seriadas entre 10^{-2} - 10^{-4} . Un ml de cada dilución fue transferida a platos petri y agar de recuento en plato fue vertido y mezclado con el inóculo previamente depositado en el plato. Luego de solidificado el medio, los mismos fueron incubados en una Fisher Scientific Isotemp por 48 ± 2 horas a 35°C (Association of Official Analytical Chemists, 1990).

III. *Campylobacter jejuni*

Caldo de Bolton fue preparado según instrucciones del fabricante utilizando una balanza Mettler Toledo AG 2004 y agua destilada. El medio fue esterilizado a 121 °C por 15 minutos. El suplemento selectivo para el caldo Bolton y sangre de caballo fueron añadidos al medio según sugerido por el fabricante, cuando la temperatura del medio alcanzó entre 45-50 °C. El caldo fue distribuido en tubos de ensayo con tapa e inoculados con 10 ml de la muestra homogenizada. Los tubos se colocaron en ambiente

microaeróbico (5% O₂, 10% CO₂, 85% N₂), proporcionado por las jarras anaeróbicas BBL de 9.5L con el “anaerobe gas pak”. Los tubos fueron incubados a 42 °C por 24 horas.

Luego de este periodo, un inóculo fue transferido a el medio Campy-cefex e incubados a 42 °C por 24 horas. Las colonias típicas poseían una coloración gris-cremoso y fueron evaluadas en más detalle.

Para estos propósitos se realizaron pruebas confirmativas como API Campy, catalasa y oxidasa. Para la prueba de API Campy se tomaron varias colonias típicas y se sembraron en agar sangre a 36 °C por 24 horas para luego seguir el procedimiento establecido por dicho sistema de identificación. La prueba de catalasa se realizó añadiendo 1 ml de 3% de peróxido de hidrógeno a una de las colonias aisladas y se verificó la formación de burbujas. La prueba de oxidasa se realizó utilizando 2 gotas de reactivo oxidante en un plato petri. Tomando un loop de alguna colonia aislada se frotó sobre las gotas del reactivo y se verificó el cambio de color a violeta.

D. Modelo Estadístico

El modelo utilizado para este experimento es un modelo de efectos mixtos.

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \alpha\beta_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

donde:

Y_{ijk} = Cambios en la población microbiana del pollo durante los días 0, 3, 6, 9, 12

μ = Media poblacional general

α_i = Efecto de las visitas a la planta (1,2)

β_j = Efecto de los días (0,3,6,9,12)

$\alpha\beta_{ij}$ = Efecto de la interacción (visita * día)

ε_{ijk} = Error experimental asociado a las visitas y los días

Tomando este modelo se asignaron dos visitas como efecto aleatorio y los días como efecto fijo. Para el muestreo de la población se escogieron aleatoriamente 15 pollos de cualquier día de producción y se colocaron en la nevera de la planta procesadora en lo que sería día 0. Se tomaron tres pollos el día 0 de almacenamiento para el análisis microbiano y se continuó visitando la planta los días 3, 6, 9 y 12 tomando tres pollos cada uno de esos días para el muestreo de rigor.

Se utilizó un programa estadístico para analizar los datos (SAS, 1990). Se utilizaron la prueba de ANOVA y proc mixed para análisis de varianza, “model” para efecto fijo, “random” para efecto aleatorio y “pdiff” para la diferencia mínima significativa.

Resultados y Discusión

A. Coliformes y *Escherichia coli*

En el Cuadro 1 se presenta el resumen de los resultados del conteo de *Escherichia coli* y coliformes para la primera visita a la planta procesadora (Ver tablas en apéndice A para detalles).

Cuadro 1. Resumen del conteo de *Escherichia coli* y coliformes para la primera visita

Bacterias	D-0	D-3	D-6	D-9	D-12
<i>Escherichia coli</i>	<1 CFU/g	<1 CFU/g	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g
Coliformes	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g

Resultados en CFU/g = Colony Forming Unit / gram

Los resultados indican una baja presencia de *Escherichia coli* y coliformes en la canal de los pollos. Los datos numéricos indican que las canales procesadas están dentro de los parámetros de calidad establecidos en un máximo de 100 CFU/g por canal por USDA (FSIS: Food Safety Inspection Service). Según los datos estadísticos no hay diferencias significativas para la presencia de coliformes ($P > 0.05$) a través de los días muestreados en ambas visitas. El Cuadro 2 presenta el resumen de los resultados del recuento para *Escherichia coli* y coliformes para la segunda visita. Este producto cumple con los requisitos necesarios de alta calidad. El procesamiento de los pollos en la planta es uno extenso, ya que son varios procesos desde su llegada hasta su empaque. El contacto entre personal y producto es mínimo disminuyendo así el riesgo de contaminación cruzada. Los niveles bajos de coliformes obtenidos en estas pruebas indican que el nivel de contaminación con material fecal es el mínimo esperado durante el procesamiento de canales. Otros estudios reportan resultados para coliformes en un rango de 60-100 CFU/g (Bailey et al., 2000).

Cuadro 2. Resumen del conteo de *Escherichia coli* y coliformes para la segunda visita

Bacterias	D-0	D-3	D-6	D-9	D-12
<i>Escherichia coli</i>	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g
Coliformes	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g	< 1 CFU/g

B. Conteo Aeróbico en Plato

Los resultados para el recuento en plato de organismos aeróbicos están demostrados en el Cuadro 3. El criterio por el que se deja regir la planta es de < 10,000 CFU/g clasificado como bueno, entre el 10,000-1,000,000 CFU/g es clasificado como promedio, entre 1,000,000-10,000,000 CFU/g sería pobre y > 10,000,000 CFU/g clasificado como dañado. Este muestreo demostró que los pollos salieron del procesamiento al almacenaje como pollos buenos y se mantuvieron el tiempo restante dentro del rango de calidad promedio establecidos para su plan HACCP. Ver detalles en tablas 1-12 en apéndice B.

Cuadro 3. Resumen de los resultados de recuento total aeróbico para las visitas I y II

Visita	Día	Promedios (CFU/g)
1	0	9,733
1	3	12,067
1	6	13,600
1	9	18,400
1	12	16,033
2	0	9,667
2	3	14,800
2	6	15,267
2	9	12,033
2	12	9,633

CFU/g- colony forming units / gram

A pesar de que se observa una disminución en el número de microorganismos a medida que aumenta el periodo de almacenamiento, los valores obtenidos no son estadísticamente diferentes ($P > .05$) entre los días. Esto significa que el proceso de deterioro de las canales de pollo analizadas es normal. Esto implica que el consumidor puede mantener la calidad del producto, al llevar a cabo las buenas prácticas de manejo sugeridas por las agencias federales. La planta procesadora está realizando un buen manejo para obtener un producto final de alta calidad. Bailey y colaboradores reportan que los pollos pueden salir de su procesamiento con 3,000 a 7,200 CFU/g lo que compara con los resultados obtenidos.

C. Campylobacter jejuni

Los resultados del muestreo para la presencia de esta bacteria fue uno cualitativo (sí/no), ya que no se pretendió cuantificar el número de unidades formadoras de colonia. Para verificar la presencia de *Campylobacter jejuni* se realizó un duplicado para cada canal. Si uno de estos duplicados resultaba ser positivo, entonces la canal sería clasificada como portadora de la bacteria. Los resultados para esta prueba en la primera visita se presentan en los Cuadros 4 y 5 mientras que los resultados de la segunda visita se presentan en los Cuadros 6 y 7. Para la primera visita resultó que 10 de los 15 pollos resultaron ser positivos a la bacteria para un 66.7 %.

Cuadro 4. Incidencia de *Campylobacter jejuni* para los días 0 y 3 en la primera visita

Día	Pollo	Resultado	/	Día	Pollo	Resultado
0	1	-		3	1	+
0	1	+		3	1	+
0	2	+		3	2	+
0	2	+		3	2	+
0	3	+		3	3	+
0	3	+		3	3	+
Total:		3/3		Total:		3/3

(-): no aparece

(+): aparece

Cuadro 5. Incidencia de *Campylobacter jejuni* para los días 6, 9 y 12 de la primera visita

Día	Pollo	Resultado	Día	Pollo	Pos/Neg	Día	Pollo	Resultado
6	1	+	9	1	-	12	1	-
6	1	-	9	1	-	12	1	-
6	2	-	9	2	-	12	2	-
6	2	+	9	2	-	12	2	+
6	3	-	9	3	+	12	3	-
6	3	-	9	3	+	12	3	-
Total:		2/3			1/3	Total:		1/3

(-): no aparece

(+): aparece

Durante la segunda visita 11 de los 15 pollos resultaron positivos para un 73.3%.

Cuadro 6. Incidencia de *Campylobacter jejuni* para los días 0 y 3 de la segunda visita

Día	Pollo	Resultado	/	Día	Pollo	Resultado
0	1	-		3	1	-
0	1	+		3	1	+
0	2	+		3	2	-
0	2	+		3	2	-
0	3	+		3	3	-
0	3	+		3	3	+
Total:		3/3		Total:		2/3

(-): no aparece

(+): aparece

Cuadro 7. Incidencia de *Campylobacter jejuni* para los días 6, 9 y 12 de la segunda visita

Día	Pollo	Resultado	Día	Pollo	Resultado	Día	Pollo	Resultado
6	1	+	9	1	-	12	1	-
6	1	-	9	1	-	12	1	-
6	2	-	9	2	+	12	2	+
6	2	+	9	2	-	12	2	+
6	3	-	9	3	+	12	3	+
6	3	-	9	3	+	12	3	+
Total:		2/3			2/3			2/3

(-): no aparece

(+): aparece

Si los combinamos, o sea, 21 de las 30 canales dieron positivo a la bacteria para un 70%, lo cual sigue siendo menor a lo esperado en la industria que sería el 80% ó 24 de los 30 pollos contaminados (Stern y Latorre, 2002). Se observó una pequeña disminución en canales con *Campylobacter jejuni* a medida que pasaron los días, ya que los organismos patogénicos Gram negativos, son más susceptibles a cambios en las condiciones del ambiente que habitan (Jay, 2000). Este resultado tiene como importancia reafirmar que *Campylobacter jejuni* es casi inherente en el pollo. Esto implica que el producto debe ser manejado responsablemente para disminuir los riesgos de contaminación con la bacteria. Los niveles de esta bacteria se podrían reducir aún más si la materia prima que llega a la planta estuviera menos contaminada con dicha bacteria. Los niveles de este microorganismo son bajos debido al plan de análisis de riesgos y puntos críticos de control el cual ha funcionado para minimizar la contaminación con este patógeno a nivel de planta procesadora.

Conclusiones

Los hallazgos de este experimento nos permiten confirmar que:

1. La vida útil de la canal de pollo procesado fresco en esta planta es de confiar, ya que los resultados obtenidos indican que el producto aún al duodécimo día estaba apto para consumo.
2. Todos los conteos microbianos se mantuvieron en el rango establecido por el gobierno federal o por debajo del mismo, indicando una buena calidad del producto.
3. Al no haber diferencias significativas entre los días para las bacterias muestreadas, sugiere que la planta procesadora evaluada tiene un producto microbiológicamente estable.
4. La presencia de *Campylobacter jejuni* en el producto implica que el manejo del mismo debe ser el adecuado para evitar contaminación cruzada.

Recomendaciones

Como resultado de esta investigación sabemos que los pollos pueden salir de la planta procesadora con una buena calidad. Sin embargo, esta responsabilidad no es única de la planta procesadora ya que la misma debe ser compartida con la planta incubadora, los criadores, los transportistas y los distribuidores.

La planta de incubación es donde comienza todo el proceso de producción de los pollos. En este paso se pueden implementar mayores estándares de bioseguridad para asegurar un buen comienzo. Durante el transporte, las cajas de recolección de las aves deben ser lavadas debidamente para evitar contaminar aquellos pollos que no lo estén.

Los distribuidores y recibidores juegan un papel muy importante, ya que el producto puede salir perfecto de la planta pero si en el punto de venta al detal no se siguen estrictos controles, la inocuidad del producto puede ser comprometido.

También, se pueden enfocar estudios de intervención para rastrear la sobrevivencia de las bacterias de la incubadora a la planta procesadora. Se pueden estudiar otros métodos de matanza y empaque. Según este estudio recomiendo a la planta procesadora que continúe llevando a cabo su plan HACCP como hasta ahora, y que ejerza mayor presión para que a nivel de finca se implementen mayores controles de bioseguridad para minimizar la contaminación que llega a la planta.

Literatura Citada

Abu-Ruwaida, A.S. 1994. Microbiological quality of broiler during processing in a modern commercial slaughterhouse in Kuwait. J. Food Protect. 57(10): 887-892.

American Meat Institution: <http://www.meatami.com>

Anzaldúa-Morales, A. 1994. La evaluación sensorial de los alimentos en la teoría y la práctica. Editorial ACRIBIA,S.A., Zaragoza, España. pp.11-12,21-24

Association of Official Analytical Chemists. 1990. Official Methods of Analysis, 15 ed., Washington, DC.

Bacteriological Analytical Manual. 1995. Association of Official Analytical Chemists, Washington, DC.

Bacteriological Analytical Manual. 2002. Association of Official Analytical Chemists, Washington, DC.

Bailey, J.S., J.O. Reagan, J.A. Carpenter, and G.A. Schuler. 1979. Microbiological condition of broilers as influenced by vacuum and carbon dioxide in bulk shipping packs. J. Food Sci. 44: 134-137.

Bailey, J.S., J.E. Thomson, and N.A. Cox. 1987. Contamination of poultry during processing. The Microbiology of poultry meat products. Academic Press. 1987. p. 193-211.

Bailey, J.S., B.G. Lyon, C.E. Lyon, and W. R. Windham. 2000. The microbial profile of chilled and frozen chicken. J. Food Protect. 63(9):1228-30.

Bates, C., L.L. Hiett, and N.J. Stern, 2004. Relationship of *Campylobacter* isolated from poultry and from darkling beetles in New Zealand. Avian Diseases. 48(1):138-147.

Berrang, M.E., R.J. Buhr, and S.R. Ladely. 2001. Presence and level of *Campylobacter*, Coliforms, *Escherichia coli*, and Total Aerobic bacteria recovered from broiler parts with and without skin. J. Food Protect. 64(2): 184-188.

Berrang, M.E., D.P. Smith, W.R. Windham, and P.W. Feldner. 2004. Effect of intestinal content contamination on broiler carcass *Campylobacter* counts. J. Food Protect. 67(2):235-238.

Brant, A.W. 1975. Selective media for psychotrophic spoilage bacteria of fresh poultry. Inst. voor Pluimveeonderzoek. 1975. 6 p.

Buhr, R.J., N.A. Cox, N.J. Sturn, M.T. Musgrove, J.L. Wilson, and K.L. Hiatt, 2002. Recovery of *Campylobacter* from segments of the reproductive tract of broiler breeder hens. *Avian Diseases*. 46(4):919-924.

Carson M.O., Lillard, H.S. y M. Handy. 1987. Transfer of firmly attached *Salmonella typhimurium* from raw poultry skin to other surfaces. *J. Food. Protect.* 50(4): 1326-1329.

Centers for Disease Control. 2000. *Campylobacter* infections: General information and technical information. Division of Bacterial and Mycotic Diseases. www.cdc.gov/ncidod/dbmd/diseaseinfo/campylobacter_g.htm. Accessed: May 2002.

Chan, K.F., H.L. Tran, R.Y. Kanenaka, and S. Kathariou. 2001. Survival of clinical and poultry-derived isolates of *Campylobacter jejuni* at a low temperature (4 degrees C). *Appl. Environ. Microbiol.* 67:4186-4191.

Chang, M.H., and T.C. Chen, 2000. Reduction of *Campylobacter jejuni* in a simulated chicken digestive tract by Lactobacilli cultures. *J. Food Protect.* 63(11):1594-1597.

Cogan, T.A., J. Slader, S.F. Bloomfield, and T.J. Humphrey. 2002. Achieving hygiene in the domestic kitchen: the effectiveness of commonly used cleaning procedures. *J. Appl. Microb.* 92:885-892.

Corradini, M.G., J. Horowitz, and M. Peleg. 2001. Analysis of the fluctuating pattern of *Escherichia coli* counts in the rinse water of an industrial poultry plant. *Food Res. Int.* 34:565-572.

Corry, J.E.L., V.M. Allen, W.R. Hudson, M.F. Breslin, and R.H. Davies. 2002. Sources of salmonella on broiler carcasses during transportation and processing: modes of contamination and methods of control. *J. Appl. Microb.* 92:424-432.

Cox N. A., N.J. Stern, J.L. Wilson, M.T. Musgrove, R.J. Buhr, and K. L. Hiatt, 2001. Isolation of *Campylobacter* spp. from semen samples of commercial broiler breeder roosters. *Avian Diseases*. 46(3):717-720.

FoodNet: www.cdc.gov/foodnet

Fries, R., and C. Graw. 1999. Water and air in two poultry processing plants chilling facilities – a bacteriology survey. *Br. Poultry Sci.* 40(1):52-58.

FDA-CFSAN/USDA-FSIS. 1988. Consumer Food Safety Survey Results. U.S. Food and Drug Administration, Center for Food Safety & Applied Nutrition, Consumer Studies Branch, Washington D.C.

Food Safety and Inspection Service. 1999. Food Safety Features. USDA, Washington, DC.

González Miret, M.L., M.L. Escudero; S. Alonso, F.J. Heredia. 2001. Sistemas continuos de control en la producción de alimentos: Efecto de la manipulación en el control de calidad de carne de ave. *Alimentaria*. Abril, 2001; Universidad de Sevilla. 38: 121-126.

Goode, D., V.M. Allen, and P.A. Barrow. 2003. Reduction of experimental Salmonella and Campylobacter contamination of chicken skin by application of lytic bacteriophages. *Appl. Envir. Microb.* 69(8):5032-5036.

Hazaleger, W.C., J.A. Wouters, F.M. Rombouts, and T. Abee. 1998. Physiological activities of *Campylobacter jejuni* far below the minimal growth temperature. *App. Environ. Microb.* 64(10):3917-3922.

Huff, W.E., G.R. Huff, N.C. Rath, J.M. Balog, and A.M. Donoghue. 2003. Bacteriophage treatment of a severe *Escherichia coli* respiratory infection in broiler chickens. *Avian Diseases*. 47(4):1399-1405.

Izat, A.L., F.A. Gardner, J.H. Denton, and F.A. Golan. 1988. Incidence and level of *Campylobacter jejuni* in broiler processing. *Poultry Sci.* 67:1568-1572.

Jay, J.M. 1996. *Modern Food Microbiology*, 5th ed. Chapman and Hall, New York, NY. pp. 88-89.

Jay, J.M. 2000. *Modern Food Microbiology*, 6th ed. Aspen Publishers, Gaithersburg, Maryland. pp. 60-64, 179-181, 531-543.

Jay, J.M. 2002. A review of aerobic and psychrotrophic plate count procedures for fresh meat and poultry products. *J. Food Protect.* 65:1200-1206.

Jimenez, S.M., M.S. Salsi, M.C. Tiburzi, R.C. Rafaghelli, M.A. Tessi, and V.R. Coutaz. 1997. Spoilage microflora in fresh chicken breast stored at 4 degrees Celsius: Influence of packaging methods. *J. App. Microb.* 83(5):613-618.

Johnston, R.W., and R.B. Tompkin. 1992. *Compendium of Methods for the Microbiological Examinations of Foods*. pp. 821-823.

Jones, F.T., R.C. Axtell, D.V. Rives, S.E. Scheideler, F.R. Tarver, JR., R.L. Walker, and M.J. Wineland. 1991. A survey of *Campylobacter jejuni* contamination in modern broiler production and processing systems. *J. Food Protect.* 54(4):259-262.

Kelly, W., E.A. Bergeron. 1995. Poultry processing line speeds as related to bacteriologic profile of broiler carcasses. *J. Food Sci.* 60(5): 1022-1024

Kotula, K.L., and Y. Pandya. 1995. Bacterial contamination of broiler chickens before scalding. *J. Food. Protect.* 58(12):1326-1329.

- Lutgring, K., R. Linton, N. Zimmerman, M. Peugh, and A. Heber. 1997. Distribution and qualification of bioaerosols in poultry slaughtering plants. *J. Food Protect.* 60(7):804-810.
- Mattick, K., K. Durham, G. Domingue, F. Jorgensen, M. sen, D.W. Schaffner, and T. Humphrey. 2003. The survival of foodborne pathogens during domestic washing-up and subsequent transfer onto washing-up sponges, kitchen surfaces and food. *Int. J. of Food Microbio.* 83(3):213-226.
- May, J.D., B.D. Lott, and J.W. Deaton. 1990. The effect of light and environmental temperature on broiler digestive tract contents after feed withdrawal. *Poultry Sci.* 69:1681-1684.
- McAllister J.S., Stadtherr M.P. y T.L. Fox. 1988. Evaluation of the 3M Petrifilm™ culture plate method for the enumerating aerobic flora and coliforms in poultry processing facilities. *J. Food Protect.* 51(8): 658-659.
- Miwa, N., Y. Takegahara, K. Terai, H. Kato, and T. Takeuchi. 2003. *Campylobacter jejuni* contamination on broiler carcasses of *Campylobacter jejuni*-negative flocks during processing in a Japanese slaughter house. *Int. J. Food Microbio.* 84(1):105-109.
- Musgrove, M.T., J.A. Cason, D.L. Fletcher, N.J. Stern, N.A. Cox, and J.S. Bailey. 1997. Effect of cloacal plugging on microbial recovery from partially processed broilers. *Poultry Sci.* 76:530-533.
- Musgrove, M.T., M.E. Berrang, J.A. Byrd, N.J. Stern, and N.A. Cox. 2001. Detection of *Campylobacter* spp. in ceca and crops with and without enrichment. *Poultry Sci.* 80:825-828.
- Northcutt, J.K., S.I. Savage, and L.R. Vest. 1997. Relationship between feed withdrawal and viscera condition of broilers. *Poultry Sci.* 76:410-414.
- Potter N.N. y J.H. Hotchkiss. 1995. *Food Science* 5th ed. Chapman and Hall, New York, NY. pp. 50-60.
- Ramabu, S.S., N.S. Boxall, P. Madie, and S.G. Fenwick. 2004. Some potential sources for transmission of *Campylobacter jejuni* to broiler chickens. *Canadian J. Microbio.* 39(3):252-256
- Russell, S.M., D.L. Fletcher, and N.A. Cox. 1996. The effect of temperature mishandling at various times during storage on detection of temperature abuse of fresh broiler chicken carcasses. *Poultry Sci.* 75(2):261-264.
- SAS Inst. 1990. *SAS/STAT, User's Guide* (Release 6.12). SAS Inst. Inc., Cary, N.C.

Sahin O., N. Luo, and S. Huang. 2003. Effect of *Campylobacter*-specific maternal antibodies on *Campylobacter jejuni* colonization in young chickens. *App. Envir. Microb.* 69(9):5372-5379.

Saleha, A. 2004. Epidemiological study on the colonization of chickens with *Campylobacter* in broilers farms in Malaysia. *Int. J. of Poultry Sci.* 3(2):129-134.

Smith, James. 2002. Review: *Campylobacter jejuni* infection during pregnancy: Long-term consequences of associated bacteremia, Guillian-Barré Syndrome, and reactive arthritis. *J. Food Protec.* 65(4):696-708.

Stern, N.J., P. Fedorka-Cray, J.S. Bailey, N.A. Cox, S.E. Craven, K.L. Hiatt, M.T. Musgrove, S. Ladely, D. Cosby, and G.C. Mead. 2001. Distribution of *Campylobacter* spp. in selected U.S. poultry production and processing operations. *J. Food Protect.* 64(11):1705-1710.

Stern, N.J., and J.R. Latorre. 2002. Fuentes y enfoques para reducir *Campylobacter* spp. en operaciones avícolas. Primer Congreso en Puerto Rico sobre Higiene e Inocuidad en la producción Pecuaria.

Stern, N.J., M.C. Robach, N.A. Cox, and M.T. Musgrove. 2002. Effect of drinking water chlorination on *Campylobacter* spp. colonization of broilers. *Avian Diseases.* 46(2):401-404.

Stern, N.J. and M.C. Robach. 2003. Enumeration of *Campylobacter* spp. in broiler feces and in corresponding processed carcasses. *J. of Food Protect.* 66(9):1557-1563.

Tompkin R.B. 1990. The use of HACCP in the production of meat and poultry products. *J. Food Protect.* 53(9): 795-803.

Toro, H., S.B. Price, S. Mckee, F.J. Hoerr, J. Krehling, and M. Perdue. 2005. Use of bacteriophages in combination with competitive exclusion to reduce *Salmonella* from infected chickens. *Avian Diseases.* 49(1):118-124.

Tosun, B.N. 2004. Irradiation of food and packaging: recent developments. *Int. J. Food Sci. and Techno.* 39(9):1007-1007(1).

U.S. Department of Agriculture, Food Safety Inspection Service, Science and Technology Microbiology Division, 1996. Nationwide broiler chicken microbiological baseline data collection program, July 1994-June 1995. Washington, D.C. USDA.

U.S. Food and Drug Administration, Center for Food Safety and Applied Nutrition, Foodborne Pathogenic Microorganisms and Natural Toxins Handbook, 1992. www.cfsan.fda.gov.

Wanyenya, I., C. Muyanja, and G.W. Nasinyama, 2004. Kitchen practices used in handling broiler chickens and survival of *Campylobacter* spp. on cutting surfaces in Kampala, Uganda. *J. Food Protect.* 67(9):1957-1960.

Whyte, P., J.D. Collins, K. McGill, C. Monahan, and H. O'Mahony. 2001. Distribution and prevalence of airborne microorganisms in three commercial poultry processing plants. *J. Food Protect.* 64:388-391.

Yang, H., Y. Li, and M.G. Johnson. 2001. Survival and death of *Salmonella Typhimurium* and *Campylobacter jejuni* in processing water and on chicken skin during poultry scalding and chilling. *J. Food Protect.* 64(6):770-776.

APÉNDICES

Apéndice A: Resultados de *Escherichia coli* y coliformes para todos los días de la primera y segunda visita

Tabla 1. Resultados para conteo de *Escherichia coli* y coliformes del día 0 de la primera visita

Día	Pollo	Dilusión	<i>Escherichia coli</i> (2x)		Coliformes(2x)	
0	1	-2	2	1	14	12
0	1	-3	0	0	1	1
0	1	-4	0	0	0	0
0	2	-2	0	0	11	7
0	2	-3	0	0	3	2
0	2	-4	0	0	0	0
0	3	-2	0	0	12	9
0	3	-3	0	0	1	0
0	3	-4	0	0	0	0

(2x)- platos duplicados

Tabla 2. Resultados para conteo de *Escherichia coli* y coliformes del día 3 de la primera visita

Día	Pollo	Dilusión	<i>Escherichia coli</i> (2x)		Coliformes(2x)	
3	1	-2	18	5	12	10
3	1	-3	2	3	1	0
3	1	-4	0	0	0	0
3	2	-2	1	1	18	14
3	2	-3	0	0	0	1
3	2	-4	0	0	0	0
3	3	-2	5	3	11	10
3	3	-3	0	0	4	3
3	3	-4	0	0	1	1

(2x)- platos duplicados

Tabla 3. Resultados para conteo de *Escherichia coli* y coliformes del día 6 de la primera visita

Día	Pollo	Dilusión	<i>Escherichia coli</i> (2x)		Coliformes(2x)	
6	1	-2	2	1	25	12
6	1	-3	0	0	1	1
6	1	-4	0	0	0	0
6	2	-2	1	1	10	7
6	2	-3	0	0	1	2
6	2	-4	0	0	0	0
6	3	-2	0	2	1	9
6	3	-3	0	0	0	0

(2x)- platos duplicados

Tabla 4. Resultados para conteo de *Escherichia coli* y Coliformes del día 9 de la primera vista

Día	Pollo	Dilusión	<i>Escherichia coli</i> (2x)		Coliformes(2x)	
9	1	-2	0	1	0	0
9	1	-3	0	0	0	0
9	1	-4	0	0	0	0
9	2	-2	0	1	1	1
9	2	-3	0	0	0	0
9	2	-4	0	0	0	0
9	3	-2	0	1	3	2
9	3	-3	0	0	0	0
9	3	-4	0	0	0	0

(2x)- platos duplicados

Tabla 5. Resultados para conteo de *Escherichia coli* y Coliformes del día 12 de la primera visita

Día	Pollo	Dilusión	<i>Escherichia coli</i> (2x)		Coliformes(2x)	
12	1	-2	0	0	1	0
12	1	-3	0	0	0	0
12	1	-4	0	0	0	0
12	2	-2	0	0	2	1
12	2	-3	0	0	0	0
12	2	-4	0	0	0	0
12	3	-2	0	1	1	1
12	3	-3	0	0	0	0
12	3	-4	0	0	0	0

(2x)- platos duplicados

Tabla 6. Resultados para conteo de *Escherichia coli* y Coliformes del día 0 de la segunda visita

Día	Pollo	Dilusión	<i>Escherichia coli</i> (2x)		Coliformes(2x)	
0	1	-2	2	1	12	12
0	1	-3	0	0	1	1
0	1	-4	0	0	0	0
0	2	-2	0	0	8	7
0	2	-3	0	0	2	2
0	2	-4	0	0	0	0
0	3	-2	0	0	9	7
0	3	-3	0	0	1	0
0	3	-4	0	0	0	0

(2x)- platos duplicados

Tabla 7. Resultados para conteo de *Escherichia coli* y Coliformes del día 3 de la segunda visita

Día	Pollo	Dilusión	<i>Escherichia coli</i> (2x)		Coliformes(2x)	
3	1	-2	3	5	0	0
3	1	-3	0	1	0	0
3	1	-4	0	0	0	0
3	2	-2	5	1	5	3
3	2	-3	1	0	1	1
3	2	-4	1	0	0	0
3	3	-2	0	3	6	7
3	3	-3	0	0	0	1
3	3	-4	0	0	0	0

(2x)- platos duplicados

Tabla 8. Resultados para conteo de *Escherichia coli* y Coliformes del día 6 de la segunda visita

Día	Pollo	Dilusión	<i>Escherichia coli</i> (2x)		Coliformes(2x)	
6	1	-2	1	1	2	2
6	1	-3	0	0	0	0
6	1	-4	0	0	0	0
6	2	-2	0	0	1	0
6	2	-3	0	0	0	0
6	2	-4	0	0	0	0
6	3	-2	0	0	1	1
6	3	-3	0	0	0	1
6	3	-4	0	0	0	0

(2x)- platos duplicados

Tabla 9. Resultados para conteo de *Escherichia coli* y Coliformes del día 9 de la segunda visita

Día	Pollo	Dilusión	<i>Escherichia coli</i> (2x)		Coliformes(2x)	
9	1	-2	0	1	0	0
9	1	-3	0	0	0	0
9	1	-4	0	0	0	0
9	2	-2	5	1	1	1
9	2	-3	1	0	0	0
9	2	-4	0	0	0	0
9	3	-2	0	1	1	2
9	3	-3	0	0	0	0
9	3	-4	0	0	0	0

(2x)- platos duplicados

Tabla 10. Resultados para conteo de *Escherichia coli* y Coliformes del día 12 de la segunda visita

Día	Pollo	Dilusión	<i>Escherichia coli</i> (2x)		Coliformes(2x)	
12	1	-2	0	0	2	0
12	1	-3	0	0	0	0
12	1	-4	0	0	0	0
12	2	-2	0	0	1	1
12	2	-3	0	0	0	0
12	2	-4	0	0	0	0
12	3	-2	0	1	0	2
12	3	-3	0	0	0	0
12	3	-4	0	0	0	0

(2x)- platos duplicados

Apéndice B: Resultados para recuento total aeróbico para todos los días de la primera y segunda visita

Tabla 1. Resultados de APC (conteo aeróbico en plato) para el día 0 de la primera visita

Día	Pollo	CFU/g
0	1	9600
0	2	10000
0	3	9600

CFU/g- colony forming units / gramos

Tabla 2. Resultados de APC (conteo aeróbico en plato) para el día 3 de la primera visita

Día	Pollo	CFU/g
3	1	13700
3	2	9200
3	3	13300

CFU/g- colony forming units / gramos

Tabla 3. Resultados de APC (conteo aeróbico en plato) para el día 6 de la primera visita

Día	Pollo	CFU/g
6	1	13300
6	2	15500
6	3	12000

CFU/g- colony forming units / gramos

Tabla 4. Resultados de APC (conteo aeróbico en plato) para el día 9 de la primera visita

Día	Pollo	CFU/g
9	1	13200
9	2	20000
9	3	22000

CFU/g- colony forming units / gramos

Tabla 5. Resultados de APC (conteo aeróbico en plato) para el día 12 de la primera visita

Día	Pollo	CFU/g
12	1	14400
12	2	16600
12	3	17100

CFU/g- colony forming units / gramos

Tabla 6. Resultados de APC (conteo aeróbico en plato) para el día 0 de la segunda visita

Día	Pollo	CFU/g
0	1	9500
0	2	10000
0	3	9500

CFU/g- colony forming units / gramos

Tabla 7. Resultados de APC (conteo aeróbico en plato) para el día 3 de la segunda visita

Día	Pollo	CFU/g
3	1	21400
3	2	12400
3	3	10600

CFU/g- colony forming units / gramos

Tabla 8. Resultados de APC (conteo aeróbico en plato) para el día 6 de la segunda visita

Día	Pollo	CFU/g
6	1	20500
6	2	17800
6	3	7500

CFU/g- colony forming units / gramos

Tabla 9. Resultados de APC (conteo aeróbico en plato) para el día 9 de la segunda visita

Día	Pollo	CFU/g
9	1	14600
9	2	9400
9	3	12100

CFU/g- colony forming units / gramos

Tabla 10. Resultados de APC (conteo aeróbico en plato) para el día 12 de la segunda visita

Día	Pollo	CFU/g
12	1	12100
12	2	6900
12	3	9900

CFU/g- colony forming units / gramos