



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SAN LUIS POTOSÍ

FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS

**“EFECTO DE LA TEMPERATURA DE REFRIGERACIÓN (ANTE RIGOR) SOBRE
LA CARNE PÁLIDA SUAVE Y EXUDATIVA (PSE) EN CERDO”**

TESIS QUE PARA RECIBIR EL TÍTULO DE
INGENIERO EN ALIMENTOS

PRESENTA:
ALEYDA PAOLA BRAVO SIERRA

ASESORA:
Dra. ALICIA GRAJALES LAGUNES

SAN LUIS POTOSÍ, S.L.P, MÉXICO 2004





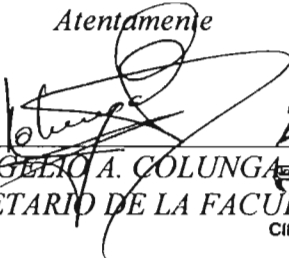

APROBACION DE TEMA DE TESIS

**SRITA. ALEYDA PAOLA BRAVO SIERRA
P R E S E N T E:**

Por este conducto me permito informar a USTED que el H. Consejo Técnico Consultivo de esta Facultad de Ciencias Químicas, en sesión ordinaria de fecha 24 DE OCTUBRE DEL 2003, tuvo a bien aprobar el tema de su tesis profesional titulada: **"EFECTO DE LA TEMPERATURA DE REFRIGERACION (ante rigor) SOBRE LA CARNE PALIDA SUAVE Y EXUDATIVA (PSE) EN CERDO"**, mismo que será asesorado por DRA. ALICIA GRAJALES LAGUNES, para la presentación de su examen profesional de **Ingeniería en Alimentos**.

Sin más por el momento queda de usted.

Atentamente


ING. ROGELIO A. COLUNGA
SECRETARIO DE LA FACULTAD

CIENCIAS QUÍMICAS
SECRETARÍA

San Luis Potosí, S.L.P. 3 de diciembre del 2004.

AGRADECIMIENTOS

A:

DIOS, por permitirme culminar esta etapa de mi vida.

Mi madre Patricia Bravo Sierra (✝), que aún ilumina mi camino, estuvo cuando más la necesité.

No existe forma de agradecerte toda una vida de sacrificios y esfuerzos, este objetivo logrado también es tuyo, y la fuerza que me ayudó a conseguirlo fue tu apoyo y cariño.

“HASTA LA VICTORIA SIEMPRE”.

Mis hermanos: Iván, Víctor y Talía que han sido mi fortaleza para seguir adelante.

Mi amá Luisa por su apoyo incondicional.

Francisco, Mercedes, Alejandro, Susi, Enrique, Nely, Pipo y sus hijos respectivos, por todo el cariño que me han brindado.

Migue por ser la luz en la oscuridad (Killevipen).

Mi sobrina Frida con cariño.

La empacadora-rastro "Ximonco" así como Sr. Jorge Buenrostro por el patrocinio para la realización de la tesis.

La Dra. Alicia Grajales Lagunes, por asesorarme a la realización de este trabajo, por sus consejos y tenderme la mano en todo momento. MUCHAS GRACIAS.

Dr. Raúl González García por la ayuda en la parte estadística.

Profesores: Dr. Miguel Ruiz Cabrera, I.A Rosa Elena Delgado, I.Q Lupita Montaña, I.A Cecilia Quezada, M.C Elenita Divildox, M.C Angelita Cabrero, Dr. Alfredo Villalba, I.A Sandra Cervantes e Ing. Rogelio Colunga por el apoyo otorgado.

Mis amigas: Liliana Moreno R., (†) por transmitirme todos sus conocimientos. Y Eva Rodríguez T., por guiarme a esta carrera.

Todas aquellas personas (amigos, etc) que contribuyeron a la realización de este trabajo.

Facultad de Ciencias Químicas de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí.

| | |
|---|----------|
| ÍNDICE..... | I |
| ÍNDICE DE TABLAS..... | II |
| ÍNDICE DE FIGURAS..... | III |
| RESUMEN..... | IV |
| INTRODUCCIÓN..... | 1 |
| I.- REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA..... | 3 |
| I.1 Composición química del músculo..... | 3 |
| I.1.1 Estructura del músculo esquelético..... | 3 |
| I.1.2 La fibra muscular..... | 5 |
| I.2.2.1 Tipo de fibra muscular..... | 7 |
| I.1.3 Proteínas musculares..... | 8 |
| I.1.3.1 Proteínas sarcoplásmicas..... | 8 |
| I.1.3.2 Proteínas miofibrilares..... | 9 |
| I.1.4 El tejido conectivo..... | 9 |
| I.1.4.1 Constituyentes del tejido conectivo..... | 10 |
| I.1.4.1.1 Colágeno..... | 10 |
| I.1.4.1.2 Elastina..... | 10 |
| I.1.4.1.3 Proteoglicanos..... | 11 |
| I.2 Modificaciones <i>post mortem</i> | 11 |
| I.2.1 Esquema general..... | 11 |
| I.2.1.1 Instalación del <i>rigor mortis</i> | 11 |
| I.2.1.1.1 Modificaciones físicas y bioquímicas inducidas por el establecimiento del rigor mortis..... | 12 |
| I.2.1.1.1.1 Contracción al frío..... | 12 |
| I.2.1.1.1.2 Osmolaridad..... | 12 |
| I.2.1.1.1.3 Capacidad de retención de agua..... | 13 |
| I.2.1.1.1.3.1 Factores que afectan la Capacidad de Retención de Agua después de la instalación del Rigor Mortis..... | 13 |
| I.2.1.1.1.3.1.1 pH..... | 13 |
| I.2.1.1.1.3.1.2 Estado de contracción..... | 15 |
| I.2.1.1.1.3.2 Métodos para medir la capacidad de retención de agua.. | 16 |
| I.2.1.1.1.3.2.1 Sedimentación..... | 17 |
| I.2.1.1.1.3.2.2 Centrifugación..... | 17 |
| I.2.1.1.1.3.2.3 Pérdida de peso..... | 17 |
| I.2.1.1.1.3.2.4 Presión..... | 17 |
| I.3 Tipos de carne obtenidas después del <i>Rigor mortis</i> | 18 |

| | |
|--|----|
| I.3.1 Carne Pálida, Suave y Exudativa (PSE)..... | 18 |
| I.3.1.1 pH..... | 19 |
| I.3.1.2 Color..... | 19 |
| I.3.1.3 Capacidad de Retención de Agua (Pérdida de Peso)..... | 20 |
| I.3.1.4 Cómo afecta la carne PSE, la calidad de los productos cárnicos... | 20 |
| I.3.2 Carne Oscura, Firme y Seca (DFD)..... | 21 |
| I.3.2.1 pH..... | 21 |
| I.3.2.2 Color..... | 22 |
| I.3.2.3 Capacidad de retención de agua..... | 22 |
| I.3.2.4 Como afecta la carne DFD, la calidad de los productos cárnicos... | 23 |
| 1.4 Justificación del trabajo..... | 24 |
| | |
| II.- OBJETIVOS | 25 |
| II.1 Objetivo general..... | 25 |
| II.2 Objetivos específicos..... | 25 |
| | |
| III.- MATERIALES Y MÉTODOS | 26 |
| III.1 Material biológico..... | 26 |
| III.1.1 Animales..... | 26 |
| III.1.2 Músculos..... | 27 |
| III.1.2.1 Preparación de los músculos..... | 27 |
| III.2 Pruebas preliminares para determinar la temperatura de incubación..... | 27 |
| III.3 Diseño de experimentos..... | 29 |
| III.4 Metodología de los parámetros a medir..... | 30 |
| III.4.1 Pérdida de peso..... | 30 |
| III.4.2 Color..... | 30 |
| III.4.2.1 Cambio de color..... | 31 |
| III.4.3 pH..... | 32 |
| III.4.4 Análisis estadístico de los datos experimentales..... | 32 |
| | |
| IV.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 34 |
| IV.1 Resultados de las pruebas preliminares que determinaron las temperaturas de Incubación..... | 34 |
| IV.2 Pérdida de peso..... | 36 |
| IV.2.1 Músculo <i>Semimembranosus</i> (SM)..... | 36 |
| IV.2.2 Músculo <i>Semitendinosus</i> (ST)..... | 38 |
| IV.2.3 Músculo <i>Longissimus dorsi</i> (LD)..... | 40 |
| IV.3 Cambio de color (ΔE)..... | 42 |
| IV.3.1 Músculo <i>Semimembranosus</i> (SM)..... | 42 |
| IV.3.2 Músculo <i>Semitendinosus</i> (ST)..... | 44 |
| IV.3.3 Músculo <i>Longissimus dorsi</i> (LD)..... | 46 |
| IV.3.4 Valores de L*, a* y b*..... | 48 |
| IV.4 Evolución del pH..... | 50 |
| IV.4.1 Músculo <i>Semimembranosus</i> (SM)..... | 50 |
| IV.4.2 Músculo <i>Semitendinosus</i> (ST)..... | 51 |

| | |
|---|-----------|
| IV.4.3 Músculo <i>Longissimus dorsi</i> (LD)..... | 52 |
| IV.5 Resultados del ANOVA y regresión múltiple..... | 53 |
| V.- CONCLUSIONES | 57 |
| VI- REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 58 |

ÍNDICE DE TABLAS

II

| | | |
|----------------|---|----|
| Tabla I.1 | Composición química del músculo esquelético..... | 4 |
| Tabla I.2 | Características de los principales tipos de fibra muscular..... | 7 |
| Tabla III.1 | Número de experimentos y sus variables de respuesta..... | 29 |
| Tabla IV.3.4.1 | Valores de L^* , a^* y b^* (iniciales y finales) evaluados en este trabajo..... | 49 |
| Tabla IV.5.1 | Variables de respuesta consideradas en este estudio, ** "Outlier", valores no considerados en el análisis estadístico..... | 53 |
| Tabla IV.5.2 | Análisis de varianza para el modelo lineal ($p < 0.05$), para evaluar el efecto de los factores (tipo de músculo y temperatura) sobre las variables de respuesta (pH, cambio de color y pérdida de peso) p =probabilidad..... | 55 |
| Tabla IV.5.3 | Coefficientes de regresión lineal (ecuación III.3) para evaluar las variables de respuesta de la carne de puerco post-mortem $p(t)$ = Probabilidad t-Student..... | 56 |

ÍNDICE DE FIGURAS

III

| | | |
|---------------|---|----|
| Figura I.1 | Estructura general del músculo esquelético..... | 5 |
| Figura I.2 | Organización estructural de la fibra muscular..... | 6 |
| Figura I.3 | Influencia de los enlaces proteicos sobre el poder de retención de agua de la carne..... | 14 |
| Figura I.4 | Capacidad de retención de agua..... | 15 |
| Figura I.5 | Hipótesis que explica el origen de los cambios de la pérdida de agua..... | 16 |
| Figura III.1 | Diagrama de flujo de la metodología..... | 26 |
| Figura III.2 | Espacio de color L*, a*, b* | 29 |
| Figura IV.1 | Evolución del pH del músculo <i>Semimembranosus</i> a 0 y 10 °C.... | 34 |
| Figura IV.2 | Evolución del pH del músculo <i>Semitendinosus</i> a 0 y 10 °C..... | 35 |
| Figura IV.3 | Evolución del pH del músculo <i>Longissimus dorsi</i> a 0 y 10 °C..... | 35 |
| Figura IV.2.1 | Pérdida de peso para el músculo <i>Semimembranosus</i> . a) 0°C, b) 5°C y c) 7.5°C..... | 37 |
| Figura IV.2.2 | Pérdida de peso para el músculo <i>Semitendinosus</i> . a) 0°C, b) 5°C y c) 7.5°C..... | 39 |
| Figura IV.2.3 | Pérdida de peso para el músculo <i>Longissimus dorsi</i> . a) 0°C, b) 2.5°C y c) 7.5°C..... | 41 |
| Figura IV.3.1 | Cambio de color (ΔE) para el músculo <i>Semimembranosus</i> . a) 0°C, b) 5°C y c) 7.5°C..... | 43 |
| Figura IV.3.2 | Cambio de color (ΔE) para el músculo <i>Semitendinosus</i> . a) 0°C, b) 5°C y c) 7.5°C..... | 45 |
| Figura IV.3.3 | Cambio de color (ΔE) para el músculo <i>Longissimus dorsi</i> . a) 0°C, b) 2.5°C y c) 7.5°C..... | 47 |

| | | |
|----------------|--|----|
| Figura IV.4.1a | Evolución del pH a diferentes temperaturas, músculo <i>Semimembranosus</i> | 50 |
| Figura IV.4.1b | Evolución del pH a diferentes temperaturas, músculo <i>Semitendinosus</i> | 51 |
| Figura IV.4.1c | Evolución del pH a diferentes temperaturas, músculo <i>Longissimus dorsi</i> | 52 |
| Figura IV.5.1 | Gráfica de probabilidad normal para el caso de pérdida de peso. Los experimentos 8 y 12 son "outliers"..... | 54 |

Un diseño experimental D-Optimal Quadratic con doce experimentos y una réplica fue utilizado para evaluar el efecto de la temperatura ante rigor y el tipo de músculo sobre la carne Pálida, Suave y Exudativa (PSE) en cerdo.

Los factores considerados en este diseño experimental fueron: temperatura, tipo de músculo y la interacción tipo de músculo-temperatura así como las variables de respuesta: pH, cambio de color y pérdida de peso.

La parte experimental de este estudio se realizó utilizando 3 músculos diferentes: *Semimembranosus* (SM), *Semitendinosus* (ST), y *Longissimus dorsi* (LD) los cuales fueron obtenidos 1 h post mortem, de 24 cerdos de raza Duroc y Landrax. El músculo LD fue obtenido de una media canal y cortado en 4 paralelepípedos de (10 x 5 x 3) cm (la longitud mayor corresponde al sentido de la fibra muscular). Debido a su tamaño los músculos SM y ST fueron obtenidos de 2 medias canales, es decir, que por cada experimento se obtuvieron 2 músculos de cada uno. Cada músculo fue cortado en 2 paralelepípedos de (10 x 5 x 3) cm, obteniendo así 4 paralelepípedos para el músculo SM y 4 para el músculo ST. Una vez obtenido los paralelepípedos se procedió a determinar el peso, el pH y el color (L^* , a^* y b^*) inicial para cada muestra. Posteriormente las muestras fueron colocadas a la temperatura de incubación correspondiente (0, 2.5, 5 y 7.5 °C) durante 24 horas. El pH fue determinado a 3, 9, 20 y 24 h, el color y el peso finales de cada muestra fueron determinados a 24 h post mortem.

El análisis estadístico fue llevado a cabo a través de un análisis de varianza (ANOVA) con un intervalo de confianza del 95% (0.05 de nivel de significancia) utilizando el Software Modde 7.0.

Los resultados obtenidos demostraron que el rango de temperatura (0, 2.5, 5 y 7.5 °C) de refrigeración utilizadas disminuyen los problemas de PSE en carne de cerdo. Esta conclusión está basada principalmente en el valor promedio del pH obtenido para todas las muestras (5.7 ± 0.194).

El ANOVA ($p < 0.05$) demostró que la única variable afectada por el tipo de músculo y la interacción tipo de músculo-temperatura fue el cambio de color. Los

músculos que causaron este efecto fueron el músculo ST y el músculo LD en base a esto estos músculos pueden ser más susceptibles a sufrir problemas de PSE.



INTRODUCCIÓN

La carne Pálida, Suave y Exudativa (PSE) es una carne anómala que se desarrolla principalmente por el estrés que sufre el animal antes y durante el sacrificio.

Este tipo de carne se presenta principalmente en el cerdo debido a que es muy susceptible al estrés. El estrés provoca que la glucólisis post mortem sea rápida cuando la temperatura del músculo se encuentra alrededor de 37°C y el pH es inferior a 6.0, esto favorece la desnaturalización de las proteínas sarcoplásmicas (mioglobina) y miofibrilares (miosina). Bajo estas condiciones de temperatura, el pH alcanzado en este tipo de carne es inferior a 5.4 (pH de una carne normal). Debido a que el pH de una carne PSE es cercano al punto isoelectrico de las proteínas, la capacidad de retención de agua es mínima.

La carne PSE es de muy mala calidad ya que presenta palidez y pérdidas de peso elevadas. Es importante indicar que si un producto cárnico es elaborado a partir de esta materia prima, no tendrá las características de textura y apariencia apreciadas por el consumidor.

La presencia de carnes PSE sigue siendo un problema latente para la industria cárnica ya que a consecuencia de ello obtiene elevadas pérdidas económicas. Por lo tanto es necesario encontrar alternativas que ayuden a disminuir o evitar este problema. Para disminuir éste problema algunos investigadores han realizado cruces entre diferentes razas para modificar los genes que provocan el estrés del animal, pero los resultados no han sido completamente satisfactorios. Por otra parte otras investigaciones consideran que la carne PSE puede ser disminuida controlando, el proceso de sacrificio, para que este sea más rápido. Los parámetros a considerar para conocer si una carne presenta problemas de PSE son el pH, la pérdida de peso y el color.

Ahora bien, tomando en cuenta que la carne PSE es causada por el estrés y por la alta temperatura del músculo cuando se genera la glucólisis post mortem, el objetivo del presente trabajo fue: evaluar el efecto de la temperatura de refrigeración (ante rigor) y el tipo de músculo sobre la carne PSE en cerdo.



Este trabajo consta primeramente de un estudio bibliográfico, el cual presenta la estructura y composición del músculo, los fenómenos implicados en la modificación post mortem, la obtención de carnes PSE y su repercusión en la elaboración de productos cárnicos.

La parte de materiales y métodos describe a detalle las condiciones y las técnicas utilizadas para medir el efecto de la temperatura de refrigeración y el tipo de músculo sobre las variables de respuesta: pH, color y pérdida de peso. El efecto de estos factores (tipo de músculo y temperatura) sobre las variables de respuesta fueron analizados en la parte de resultados y discusión.



I.- REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

I.1 Composición química del músculo

El músculo, es el tejido u órgano caracterizado por su capacidad de contraerse, en respuesta a un estímulo nervioso. El músculo de los vertebrados se clasifica en: músculos lisos (arterias, venas, gastro-intestinal), el músculo estriado (músculo esquelético, los que toman inserción en los huesos y permiten al organismo moverse) y el músculo cardíaco (este tejido concierne al corazón de los vertebrados). El presente trabajo hará énfasis solamente en el músculo esquelético. La composición química general del músculo esquelético se muestra en la Tabla I.1. Es importante mencionar que dicha composición varía de acuerdo a la raza, edad y sexo del animal.

I.1.1 Estructura del músculo esquelético

Los *músculos estriados* están constituidos por fibras paralelas, unidas entre sí por tejido conectivo (Figura I.1). Rodeando de manera global al músculo, se encuentra una lámina de tejido conectivo, denominado epimisio. De la superficie interna de éste penetran en el músculo ramificaciones de tejido conectivo, que separan las fibras musculares en haces de fibras musculares, estas ramificaciones separadas constituyen el perimisio (tejido conectivo intramuscular) en el que se encuentran incluidos los vasos sanguíneos de mayor tamaño y los nervios. Partiendo de la superficie interna del perimisio penetra hacia el interior un entramado de tejido conectivo fino que rodea y envuelve a cada fibra muscular individual, esta red de tejido conectivo entorna a cada fibra muscular se denomina endomisio (Lawrie, 1998).



Tabla I.1. Composición química del músculo esquelético (Lawrie, 1998).

| COMPONENTES | PESO HUMEDO (%) | |
|---|------------------------|------|
| AGUA | 75 | |
| PROTEÍNAS | 19 | |
| Miofibrilares | 11.5 | |
| Miosina | | 5.5 |
| Actina | | 2.5 |
| otros elementos | | 3.5 |
| Sarcoplásmicas | 5.5 | |
| Enzimas | | 4.5 |
| Mioglobina | | 0.2 |
| otros elementos | | 0.8 |
| Tejido conectivo | 2 | |
| Colágeno | | 1 |
| Elastina | | 0.05 |
| Proteoglicanos | | 0.95 |
| LÍPIDOS | 2.5 | |
| CARBOHIDRATOS | 1.2 | |
| Ácido láctico | 0.9 | |
| Glucosa 6- fosfato | 0.15 | |
| Glucógeno | 0.1 | |
| Glucosa | 0.05 | |
| SUSTANCIAS NO PROTEICAS SOLUBLES | 2.3 | |
| Nitrogenadas | 1.65 | |
| Inorgánicas | 0.65 | |
| VITAMINAS | TRAZAS | |

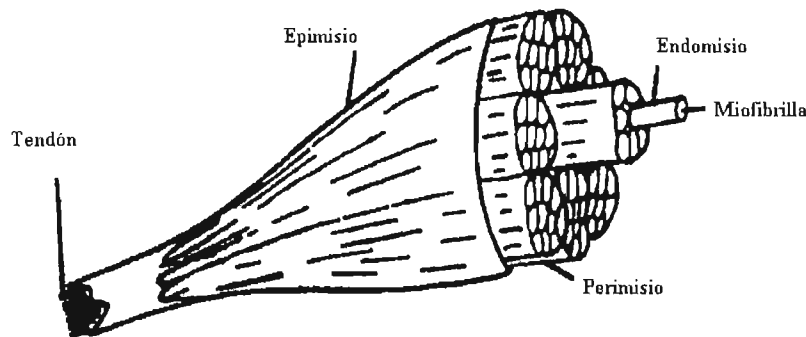


Figura I.1 Estructura general del músculo esquelético (Etherington y Sims, 1981).

I.2.2 La fibra muscular

La *fibra* muscular se define como la unidad estructural esencial de todos los músculos. Las fibras son células multinucleadas, estrechas y largas capaces de recorrer todo el músculo de un extremo al otro y pudiendo alcanzar una longitud de 34 cm aunque normalmente tienen de 10 – 100 μm de diámetro. En los animales sanos los diámetros de las fibras musculares varían de un músculo a otro, así como entre especies, razas y sexos.

Los diámetros de las fibras musculares tienden a aumentar de grosor con la edad, el nivel nutritivo y el ejercicio (Lawrie, 1998). La fibra muscular contiene las miofibrillas y el citoesqueleto. Las miofibrillas son organelos que miden de 1 a 2 μm de diámetro y están compuestos de filamentos proteicos que presentan una estructura periódica donde la unidad es el sarcómero. El sarcómero es la unidad contráctil fundamental de los músculos estriados. El sarcómero está limitado de sus extremos por una línea oscura llamada línea "Z" que se encuentra en medio de una región clara llamada banda "I". En medio del sarcómero se sitúa la banda "A". Esta banda presenta en su parte central una región más clara llamada zona "H", en esta última banda se encuentra la línea "M". La banda "A" está compuesta de filamentos gruesos (miosina) y la banda "I" por filamentos finos (actina, troponina y tropomiosina). Estos filamentos se encuentran en forma longitudinal, paralelo al eje de la fibra (Figura I.2). La longitud del sarcómero es de 2–2.5 μm cuando el músculo se encuentra en reposo.

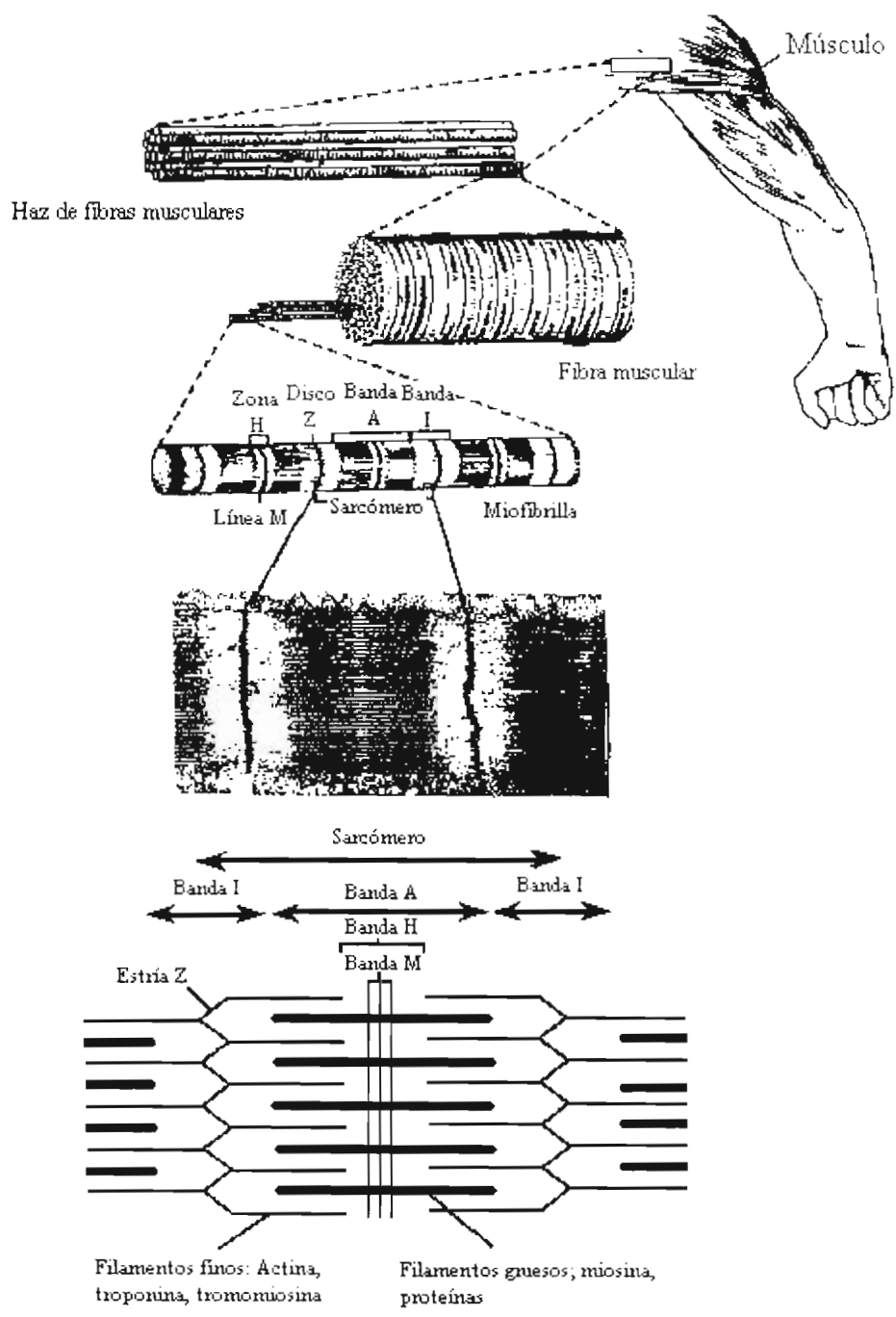


Figura I.2 Organización estructural de la fibra muscular (Forrest, 1979).



I.2.2.1 Tipo de fibra muscular

La diferencia del color de un músculo a otro, depende de la cantidad de mioglobina presente.

Joandel (1997), muestra que la intensidad del color rojo en la fibra muscular está correlacionado con la velocidad y el tiempo de contracción del músculo. En efecto, los músculos rojos se contraen lentamente pero en mayor tiempo con el fin de asegurar un trabajo permanente. Los músculos blancos se contraen de manera intensa y rápida. Una característica del músculo esquelético es la diversidad que éste presenta, la cual es debida a la composición y heterogeneidad de la fibra muscular.

Peter *et al.*, (1972) clasificaron las fibras musculares en 3 grupos de acuerdo al color, a la velocidad de contracción y a su metabolismo energético (Tabla I.2).

Tabla I.2. Características de los principales tipos de fibra muscular.

| | Tipo I roja lenta | Tipo II A roja rápida | Tipo IIB blanca rápida |
|-------------------------|----------------------|----------------------------|---------------------------|
| Contracción muscular | Lenta | Rápida | Rápida |
| Actividad ATPásica | Lenta | Elevada | Elevada |
| Metabolismo | Oxidativo | Oxidativo y glucolítico | Glucolítico |
| Taza de mitocondrias | Elevada | Elevada | Débil |
| Cantidad de colágeno | | Elevada | Elevada |
| Resistencia a la fatiga | Elevada | Elevada | Débil |



Las fibras de Tipo I (β R).- o rojas lentas, son caracterizadas por una velocidad de contracción lenta y un metabolismo oxidativo.

Las fibras de Tipo IIA (α R).- o rojas rápidas, son caracterizadas por una velocidad de contracción rápida y un metabolismo oxidativo y glucolítico.

Las fibras de Tipo IIB (α W).- o blancas rápidas, son caracterizadas por una velocidad de contracción rápida y un metabolismo glucolítico.

Estas fibras se diferencian las unas de las otras por sus características morfológicas, fisiológicas y bioquímicas. Por consecuencia, cada fibra muscular presenta características estructurales y bioquímicas específicas de acuerdo a su función. Así los músculos blancos utilizan la vía de la glucólisis para la producción de energía mientras que los músculos rojos tienen un metabolismo oxidativo y utilizan el ciclo de Krebs. Ciertas especies como el puerco o el conejo están constituidos esencialmente de músculos blancos, el bovino y el ovino están constituidos de músculos rojos.

I.1.3 Proteínas musculares

I.1.3.1 Proteínas sarcoplásmicas

Estas proteínas (miógeno y globulinas) están constituidas por una mezcla compleja de alrededor de 30 componentes, muchos de los cuales son enzimas del ciclo glucolítico (Lawrie, 1998). Representan del 28 al 30 % de las proteínas totales del músculo. Pueden estar separadas en 4 fracciones: la fracción nuclear, que contiene el ADN y el ARN, las nucleoproteínas y las lipoproteínas; la fracción mitocondrial, que contiene las mitocondrias, las lipoproteínas y los lisosomas; la fracción microsomal, que contiene los ribosomas, los microsomas y el retículo sarcoplásmico; la fracción citoplásmica, que contiene las enzimas de la glucólisis, la mioglobina (es el pigmento responsable del color rojo de la carne fresca y sirve como depósito o transportador de oxígeno en el músculo vivo).



I.1.3.2 Proteínas miofibrilares

Representan el 60% de las proteínas totales del músculo. En estas se encuentran las proteínas contráctiles como: la miosina es la proteína más abundante de la fibra muscular representa el 48%, tiene un peso molecular de 200 kDa (Bailey, 1954; citado por Lawrie, 1998) y la actina es proteína globular de peso molecular 43 kDa (Straub, 1942; citado por Lawrie 1998).

Además dentro de las proteínas miofibrilares encontramos las proteínas reguladoras: la tropomiosina cuyo peso molecular es de 33 kDa. La troponina tiene un peso molecular 80 kDa, y representa una alta afinidad al calcio. La tropomiosina forma un complejo con la troponina sensible al calcio, que interviene durante las interacciones actina-miosina cuando ocurre la contracción muscular (Lawrie, 1998). Las actininas regulan el estado físico de la actina y hay 4 tipos: α actinina, β actinina, γ actinina y euactinina (Forrest, 1979).

Las proteínas del citoesqueleto: son responsables de la integridad estructural y funcionamiento de la miofibrilla. Representan el 25% de las proteínas miofibrilares. Proporcionan elasticidad a la fibra. En ellas se encuentran la conectina y la desmina (Lawrie, 1998).

Otras proteínas del músculo como lo son las enzimas endógenas llevan a cabo la maduración de la carne, éstas se clasifican en tres grupos según su pH óptimo: proteasas alcalinas, neutras y ácidas o catepsinas encontradas en el interior de los lisosomas (Lawrie, 1998).

I.1.4 El tejido conectivo

La función biológica del tejido conectivo incluye la protección mecánica del músculo, así como de conectar a los músculos, órganos y otras estructuras del esqueleto para unirlos unos con otros. En el músculo, la principal función del tejido conectivo es transmitir la fuerza generada dentro de las fibras musculares al esqueleto. Cumple funciones de amortiguación y sostén.

El tejido conectivo está compuesto principalmente de fibras de colágeno, elastina y proteoglicanos.



I.1.5.1 Constituyentes del tejido conectivo

I.1.5.1.1 Colágeno

Es la principal proteína del tejido conectivo. La molécula contiene por lo general tres cadenas polipeptídicas muy largas, cada una formada por unos 1,000 aminoácidos, trenzadas en una triple hélice siguiendo una secuencia regular que confiere a los tendones y a la piel.

Es una proteína fibrosa donde el elemento base es el tropocolágeno.

La estructura primaria de esta proteína de peso molecular de 280 kDa está constituida de cadenas polipeptídicas llamadas cadenas α . Cada cadena polipeptídica está compuesta de 1,050 aminoácidos y presenta una secuencia repetitiva particular Gly-Y-X-Gly. Los componentes X y Y son frecuentemente prolina e hidroxiprolina respectivamente.

La estructura secundaria es formada por una cadena helicoidal.

Tres cadenas helicoidales tipo α se ensamblan para formar una estructura del tipo triple hélice de una longitud de 280 nm y 1.4 nm de diámetro (Kühn y Glanville, 1980). El colágeno se organiza en estructuras tales como microfibrillas, fibrillas y redes de fibras. La microfibrilla de colágeno resulta de la unión de las moléculas de tropocolágeno unidas por enlaces covalentes. La fibrilla resulta del proceso de unión de las microfibrillas. La fibrilla de colágeno se transforma en fibra durante la edad del animal.

La tasa de colágeno es del orden del 25% en el epimisio, 80% en el perimisio y 35% en el endomisio (Ligh y Champion, 1984).

I.1.5.1.2 Elastina

Es proteína fibrosa extracelular con un peso molecular de 70 kDa, consta de una fracción amorfa. Esta fracción es responsable de las propiedades elásticas de la elastina. Su color característico es amarillo, resiste la acción de la tripsina, quimotripsina, la pepsina, las catepsinas y al calor (Pearson y Young, 1989).



I.1.5.1.3 Proteoglicanos

Son macromoléculas compuestas de polisacáridos llamadas glucosaminoglucanos (GAG). Las cadenas de glucosaminoglucanos están compuestas de enlaces covalentes de 3 ó 4 monosacáridos. El peso molecular de los proteoglicanos varía de 50 a 106 kDa (Pearson y Young, 1989). Según estos autores los proteoglicanos pueden jugar un rol permitiendo que existan enlaces con las fibras de colágeno, lo cual modificaría la estabilidad térmica del colágeno.

I.2 Modificaciones *post mortem*

I.2.1 Esquema general

Las modificaciones *post mortem* que sufre el músculo se pueden dividir en 2 fases:

La instalación del *rigor mortis*: durante la cual el músculo conserva todavía una actividad metabólica de tipo anaeróbica.

La maduración: período en el cual el músculo sufre modificaciones fisicoquímicas y bioquímicas que conducen a la conversión del músculo en carne.

I.2.1.1 Instalación del *rigor mortis*

Una vez que el animal muere, la circulación sanguínea se detiene y el músculo no recibe más oxígeno, es entonces cuando el músculo conserva una actividad metabólica anaeróbica.

La glucólisis anaeróbica es utilizada en la ausencia de oxígeno, la glucosa es degradada a piruvato y esta a su vez a ácido láctico. A diferencia de la vía aeróbica, en la glucólisis, solamente 2 moléculas de ATP son producidas a partir de una molécula de glucosa. Por lo tanto, la fosfocreatina (molécula de reserva rica en energía) puede servir como fuente de energía permitiendo la fosforilación del ADP en ATP. Esta vía energética es utilizada principalmente por las fibras glucolíticas (Tipo IIB).

La utilización de una u otra vía depende esencialmente de la naturaleza de la fibra muscular, si es oxidativa o glucolítica.



A medida que transcurre la glucólisis post-mortem el músculo se hace inextensible, y el pH del músculo disminuye de 7 a 5.4-5.6 (pH normal, ideal para la elaboración de productos cárnicos). Es entonces cuando se produce un endurecimiento llamado *rigor mortis*. Este se relaciona con la desaparición de ATP del músculo, y cuando la actina y la miosina se combinan formando cadenas rígidas de actomiosina (Honikel *et al.*, 1986).

I.2.1.1.1 Modificaciones físicas y bioquímicas inducidas por el establecimiento del *rigor mortis*

I.2.1.1.1.1 Contracción al frío

La temperatura a la cual se efectúa la instalación del *rigor mortis* afecta la longitud del sarcómero. Cuando la instalación del *rigor mortis* se efectúa entre 10 y 20°C, el músculo se contrae débilmente (alrededor del 10%). Si el músculo ante rigor es sometido al frío entre 0 y 2°C cuando existe ATP el músculo se contrae, y esta contracción puede ser hasta de un 50%. Esta contracción al frío fue observado por Locker, (1960). Este fenómeno encuentra su origen en el retículo sarcoplásmico ya que a bajas temperaturas éste no es capaz de retener los iones calcio. La liberación de los iones calcio del sarcoplasma hacia el citoplasma induce una contracción de la fibra muscular. Dicha contracción es más intensa en los músculos rojos que en los músculos blancos porque a bajas temperaturas el retículo sarcoplásmico de los músculos rojos es menos capaz de retener iones calcio (Pearson y Young, 1989).

I.2.1.1.1.2 Osmolaridad

Ouali (1991) demostró que durante la instalación del *rigor mortis* la presión osmótica del músculo aumenta, debido a la formación de metabolitos y a la liberación de iones inorgánicos en el citoplasma.

La disminución del pH sería la principal causa del aumento de la presión osmótica (Ouali, 1992).



I.2.1.1.1.3 Capacidad de retención de agua (CRA)

La capacidad de retención de agua fue definida por Hamm (1960), como la facultad que tiene la carne de retener agua propia o ajustada durante la aplicación de una contrante (presión, cocimiento, molido).

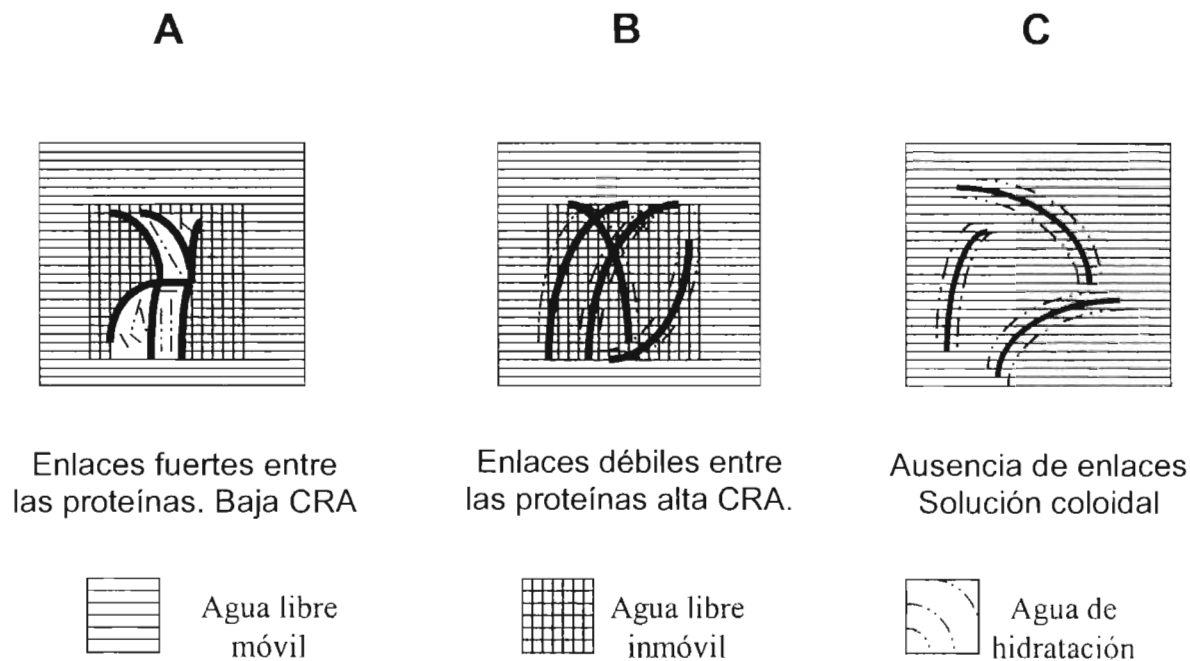
Se conoce que en el músculo existen 3 capas de moléculas de agua (Figura I.3). La primera capa es llamada agua de hidratación, la cual está ligada a los grupos polares de las proteínas. La segunda capa llamada agua libre inmóvil se encuentra atrapada por las redes proteicas. La tercera capa es denominada agua libre móvil.

Después de la instalación del *rigor mortis* la capacidad de retención de agua depende principalmente del pH y del estado de contracción del músculo.

I.2.1.1.1.3.1 Factores que afectan la Capacidad de Retención de Agua después de la instalación del *Rigor mortis*

I.2.1.1.1.3.1.1 pH

Después de la instalación del *rigor mortis* el valor del pH se encuentra cerca del punto isoeléctrico de las proteínas. En este punto la carga eléctrica global de las proteínas es mínima, por lo tanto la repulsión electrostática disminuye y los enlaces entre las proteínas son más fuertes (Figura I.3A). Sin embargo, cuando existe una disminución de la atracción entre las moléculas de proteínas adyacentes por un aumento de la repulsión electrostática entre los grupos de la misma carga (pH ácido o básico), la disposición espacial de las proteínas aumenta y el agua puede ser inmovilizada dentro de la red proteica (Figura I.3B y Figura I.4). Lo anterior indica que la capacidad de retención de agua aumenta cuando el pH se encuentra alejado del punto isoeléctrico de las proteínas. Sin embargo, si la repulsión electrostática es máxima se forma una solución coloidal debido a la ausencia de enlaces entre las proteínas (Figura I.3C).



CRA: Capacidad de Retención de Agua.

- A. Los enlaces fuertes entre las proteínas provocan una capacidad de retención de agua débil.
- B. Los enlaces débiles entre las proteínas permiten una fuerte capacidad de retención de agua, gran parte del agua libre es inmovilizada en el interior de la red proteica.
- C. La ausencia de enlaces, las proteínas son libres y forman una suspensión coloidal.

Figura I.3 Influencia de los enlaces proteicos sobre el poder de retención de agua de la carne.

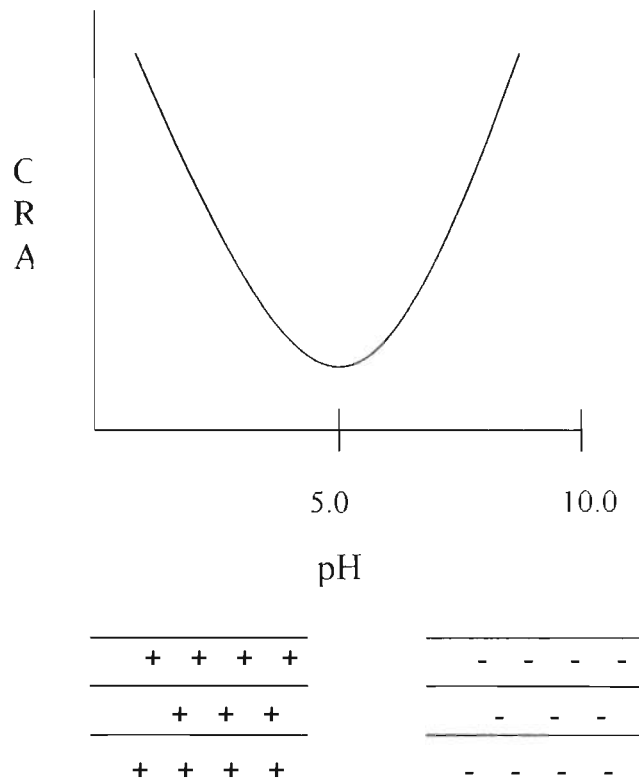


Figura I.4 Capacidad de retención de agua (CRA).

I.2.1.1.1.3.1.2 Estado de contracción

La capacidad de retención de agua es proporcional al grado de contracción del músculo. Offer *et al.*, (1989), suponen que la capacidad de retención de agua, es debida a la contracción miofibrilar, ya que esta contracción reduce el espacio entre los miofilamentos de actina y miosina. Por lo tanto como la red proteica disminuye hay menos espacio para retener las moléculas de agua (Figura I.5).

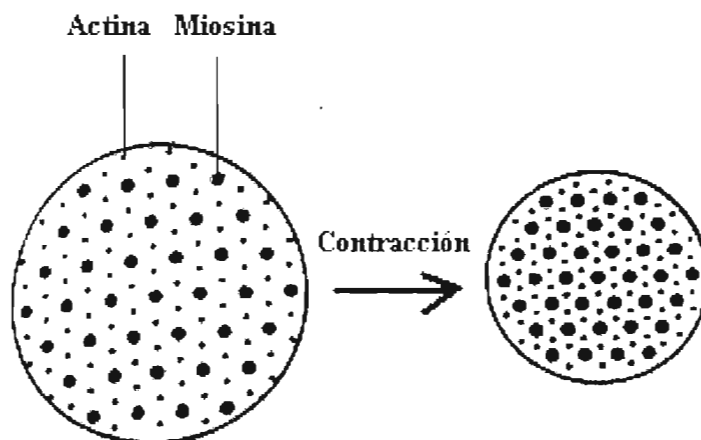


Figura 1.5 Hipótesis que explica el origen de los cambios de la pérdida de agua. En la izquierda se muestra la sección transversal de una miofibrilla, y en la derecha la misma miofibrilla después de contracción (Offer *et al.*, 1989).

Después de la instalación del *rigor mortis* el espacio entre los miofilamentos disminuye alrededor del 4.4%, debido a esto, el agua pasa de la parte intracelular a la parte extracelular y posteriormente hacia el exterior del músculo (Kristensen *et al.*, 2001).

En el caso de la carne de cerdo PSE, la capacidad de retención de agua es debida principalmente a la disminución del pH y al tipo de fibra muscular.

Honikel *et al.*, (1986), demostraron que las pérdidas por exudación después de siete días de almacenamiento son más importantes para los músculos que han sufrido una contracción al frío. La pérdida de exudación es inversamente proporcional a la longitud del sarcómero.

1.2.1.1.1.3.2 Métodos para medir la capacidad de retención de agua

Los métodos más utilizados para medir la capacidad de retención de agua son: la sedimentación, la centrifugación, la pérdida de peso (método gravimétrico) y la presión.



I.2.1.1.1.3.2.1 Sedimentación

Este método consiste en suspender carne molida en una probeta ajustando un volumen de agua conocido. Después de 20 h el volumen de agua sedimentado es medido y se determina la ganancia de agua.

I.2.1.1.1.3.2.2 Centrifugación

Este método se lleva a cabo mezclando 15 g de carne y 15 mL de agua destilada y se deja reposar durante 12 h a 0°C posteriormente, se ajustan 8 mL de agua destilada y se centrifuga a 15,000 rpm. El líquido sobrenadante se desecha y se calcula la diferencia entre el peso inicial y el peso final de la muestra.

I.2.1.1.1.3.2.3 Pérdida de peso

Los cambios de la capacidad de retención de agua pueden ser medidos por la cantidad de jugo exudado durante la instalación del *rigor mortis*, la conservación, la congelación y la descongelación. El método gravimétrico consiste en medir el peso inicial de la muestra y colocarlo a la temperatura en la cual se medirá este parámetro. Después de 24 h se toma el peso final de la muestra y se hace el cálculo de pérdida de peso (ecuación III.1). La capacidad de retención de agua basada en este método puede ser expresada como pérdida de peso (Honikel *et al.*, 1986; Kauffman *et al.*, 1986). En este trabajo se utilizará este método, y se reportará como pérdida de peso.

I.2.1.1.1.3.2.4 Presión

Este método consiste en presionar la muestra de carne con un papel filtro (es necesario conocer el peso del papel), la presión se realiza con una prensa manual, la cantidad de jugo obtenido permite conocer la cantidad de agua extraída por diferencia de peso del papel filtro (Hamm, 1960).



1.3 Tipos de carne obtenidas después del *rigor mortis*

Existen 2 tipos de carne, los cuales han sido denominados de acuerdo a la calidad de la misma, diferenciándolas de la carne normal por el valor del pH, y el color principalmente: la carne PSE (pálida, suave y exudativa) y la carne DFD (oscura, firme y seca) (Van Laack *et al.*, 2000).

Es importante mencionar que la industria porcina en Estados Unidos tiene pérdidas económicas de 32 millones de dólares por año a causa de la carne PSE (Li y Wick 2001).

1.3.1 Carne Pálida, Suave y Exudativa (PSE)

Una carne PSE es causada por la combinación de factores genéticos y tecnológicos utilizados antes y después del sacrificio (Grandin, 2000).

Factores genéticos. En la carne pálida, suave y exudativa (PSE) existen dos genes implicados en la producción de carne PSE en cerdo, el gen Halotano (Hal^n) y el gen RN^- (Séllier, 1988; citado por Lawrie, 1998).

El gen Hal^n es responsable de la susceptibilidad e hipertermia maligna, provoca un rápido descenso del pH durante la glucólisis post-mortem. La presencia del gen Halotano provoca un estrés excesivo antes de la muerte del animal.

El gen RN^- es responsable de la carne ácida, convoca a un pH anormalmente bajo después del *rigor mortis* (Séllier, 1988 y LeRoy *et al.* 1990; citados por Lawrie, 1998).

Después de la muerte del animal, el estrés excesivo provocado antes y durante el sacrificio hace que el consumo de glucógeno sea rápido provocando una rápida acidificación del músculo y por lo tanto, se obtiene una carne PSE.

Factores tecnológicos. En la producción animal, es muy importante proporcionar un trato humanitario a los animales durante su vida y transporte al rastro, para obtener carne de buena calidad. En la ganadería actual, la intensa selección genética, para un crecimiento rápido y mayor deposición de músculo, ha modificado profundamente la fisiología en los animales y los ha hecho más susceptibles al estrés. Las interacciones entre animales, hombre-animal y animal-



medio ambiente propician el estrés de los animales disminuyendo la calidad de la carne.

El descanso de los animales antes del sacrificio (1 h) ayuda a mejorar la calidad de la carne (Owen *et al.*, 2000).

La tecnología del sacrificio debe de ser la más adecuada para evitar el sufrimiento y disminuir el estrés.

Las variables que son afectadas debido al estrés del animal son pH, color, textura y capacidad de retención de agua, con lo que se produce un incremento en la dureza y una disminución en la palatabilidad de la carne (Rosenvold *et al.*, 2003).

1.3.1.1 pH

En una carne PSE el valor de pH es < 5.4 debido a que el estrés del animal provoca que las reservas de glucógeno sean consumidas rápidamente después de la muerte, provocando así un descenso rápido del pH y una alta acidificación (Van Laack *et al.*, 2000 y Jossell *et al.*, 2003).

Es difícil predecir un valor óptimo de pH para una carne PSE, esta variabilidad de los valores de pH puede deberse a diversos factores y condiciones experimentales (la raza del animal, sexo, especie, tiempo de remoción del músculo post-mortem, localización anatómica del músculo y lugar del tejido, dieta del animal, método de muestreo, procedimientos y equipo usados al determinar el valor de pH (Kuo y Chu, 2003).

1.3.1.2 Color

El color de la carne es un atributo importante apreciado por el consumidor al adquirir el producto (Byrne *et al.*, 2000).

En la anomalía de los cerdos PSE, la carne es muy pálida. Para algunos autores la palidez de la carne ha sido atribuida a la ausencia de mioglobina (Lawrie, 1998). Para Tornberg (1996), esta palidez es debida a la desnaturalización de la mioglobina, lo cual ocurre cuando la velocidad de descenso de pH es muy rápida, y cuando la temperatura aún es alta (37°C).



La desnaturalización de la mioglobina incrementa la reflexión de la luz, resultando un aspecto extremadamente pálido y desagradable (Kaufmann y Marsh, 1994).

La palidez de la carne PSE de cerdo es inversamente proporcional al pH (Bendall y Swatland, 1988), así se ha observado que la carne PSE presenta valores altos de luminosidad. El valor de L*, para una carne PSE es mayor a 60 (Schilling *et al.*, 2003).

1.3.1.3 Capacidad de retención de agua (Pérdida de peso)

En ciertos casos especialmente en la carne PSE de cerdo la caída de pH es muy rápida, el pH es inferior a 6.0 cuando la temperatura del animal es superior a 37 °C. En estas condiciones las proteínas se desnaturalizan y producen carnes exudativas (pérdida de peso elevadas) disminuyendo la capacidad de retención de agua (Laborde, 1984).

Existe otra hipótesis sobre la disminución de la capacidad de retención de agua; durante las primeras horas después de la matanza; los iones calcio liberados por el retículo sarcoplásmico activan la ATPasa miofibrilar, la cual provoca la hidrólisis de ATP, dicha hidrólisis causa la liberación de iones alcalinoterreos donde una parte de estos son inmediatamente fijados por los grupos cargados negativamente de las proteínas miofibrilares. Esto provoca una disminución de la capacidad de retención de agua acentuada por la disminución de pH (Laborde, 1984 y Kristensen *et al.*, 2001).

1.3.1.4 Cómo afecta la carne PSE, la calidad de los productos cárnicos

Durante la elaboración de un producto cárnico, las propiedades funcionales (emulsión, cohesión, gelificación, adhesión) de las proteínas juegan un papel muy importante, ellas determinan las características finales del producto. La cohesividad de los pedazos de carne y la formación de un gel proteico son la base de la estabilización de dichos productos.

Debido a que en la carne PSE la capacidad de retención de agua es mínima, la miosina es desnaturalizada, los geles formados son muy débiles y no



permiten la interacción proteína-proteína para obtener las características de textura y organolépticas deseables (O'Neill, 2003).

Schilling *et al.*, (2003), explica que no se puede obtener un producto cárnico (jamón curado) manufacturado de carne 100% PSE, debido a su baja capacidad de retención de agua, así como al bajo poder de ligazón que presentan las proteínas miofibrilares debido a su desnaturalización. Para aumentar las características de textura del producto elaborado con carne PSE, es necesario adicionar colágeno y carne de cerdo normal.

1.3.2 Carne Oscura, Firme y Seca (DFD)

Llamada DFD, debido a sus siglas en inglés Dark, Firm, Dry (oscura, firme y seca) (Hertog-Meischke, 1997).

La carne DFD es causada por el estrés generado antes (transporte y peleas) y durante el sacrificio de los animales (Byrne *et al.*, 2000; Rosenvold *et al.*, 2003 y Duarte *et al.*, 2000).

La presencia de este tipo de carnes se presenta en la mayoría de las especies, sin embargo es más común en bovinos (Duarte *et al.*, 2000).

A diferencia de la carne PSE, en la carne DFD el animal empieza a consumir sus reservas de glucógeno antes del sacrificio, por consecuencia después de la muerte del animal los niveles de glucógeno y fosfocreatina son bajos y la formación de ácido láctico es restringida (Duarte *et al.*, 2000).

1.3.2.1 pH

Debido a que el glucógeno es consumido antes de la muerte del animal, la cantidad de ácido láctico producido no es suficiente para llevar a cabo la acidificación del músculo por lo que el valor de pH final es de 6.0 o superior (Viljoen *et al.*, 2002; Van Laack *et al.*, 2000 y Hertog-Meischke, 1997).



I.3.2.2 Color

La apariencia de la carne, en particular el color, es el principal factor que afecta la aceptabilidad o el rechazo de la carne por parte del consumidor (Byrne *et al.*, 2000).

La presencia de DFD en la carne bovina es un problema para la industria de la carne, porque tiende a ser discriminada por el consumidor debido al color que ésta presenta (Viljoen *et al.*, 2002).

El color de la superficie del músculo es determinado principalmente tanto por la cantidad y estado redox de la mioglobina (Byrne *et al.*, 2000). El impacto y penetración del oxígeno a la superficie del músculo causa una rápida oxigenación de la mioglobina roja-morada a oximioglobina rojo brillante (color aceptable por el consumidor) (Byrne *et al.*, 2000).

Si el pH último de la carne es alto (~6), la oximioglobina comenzará a desvanecerse un poco y predominará el desagradable color rojo púrpura de la propia mioglobina (color oscuro).

El pH alto altera las características de absorción de la mioglobina, adquiriendo las superficies de la carne un color rojo más oscuro. Esta carne aparecerá oscura ya que no refleja la luz en el mismo grado que lo hará la superficie más "abierta" de la carne de pH más bajo.

La metamioglobina es el pigmento que se forma en este tipo de carne y es el color más indeseable sobre las superficies de la carne; su color marrón se nota claramente cuando el 60 por ciento de la mioglobina se presenta de esta forma (Lawrie, 1998).

I.3.2.3 Capacidad de retención de agua

La capacidad de retención de agua de una carne DFD es superior a la capacidad de retención de la carne PSE, esto es debido a que el valor de pH final se encuentra retirado del punto isoeléctrico, y al mínimo encogimiento que sufren los filamentos proteicos como resultado de la baja regeneración de ATP. Debido a la alta capacidad de retención de agua este tipo de carne es susceptible al



crecimiento microbiano y no es apta para la elaboración de productos cárnicos (Hertog-Meischke, 1997 y Van Laack *et al.*, 2000).

I.3.2.4 Como afecta la carne DFD, la calidad de los productos cárnicos

La carne DFD absorbe lentamente las sales curantes, por lo tanto no se considera apta para la elaboración de productos cárnicos. Pearson (1994), observó una alteración frecuente durante el curado de jamones y concluyó que el pH alto de la carne producía una penetración lenta de la salmuera durante el curado de la carne y favorecía el deterioro microbiano, de este modo las carnes DFD, son más susceptibles al deterioro microbiano, no solo en estado fresco, sino también en el curado de jamones.

El resultado de las investigaciones de Newton y Gill (1978), sugieren que la ausencia de glucógeno en carne DFD, permite a la flora atacar y degradar antes los aminoácidos, dando lugar a compuestos de color intenso en el proceso de deterioro.



1.4 Justificación del trabajo

El análisis bibliográfico presenta un panorama general de los problemas que causan la carne PSE en la industria cárnica. Como se pudo observar, la causa principal que desarrolla este tipo de carne es el estrés del animal. El cerdo, debido a su genética y principalmente al tipo de fibra muscular (Tipo IIB, blanca rápida) presente en su composición hace que sea muy susceptible al estrés. Además el estrés también puede ser provocado por el maltrato que reciben los animales antes y durante el sacrificio.

En base a lo anterior es necesario recurrir a factores tecnológicos que ayuden a mejorar o evitar este tipo de carnes (PSE).

Se considera que la temperatura de refrigeración (ante rigor) puede ser factor importante debido a que la carne PSE se desarrolla cuando el músculo aún está caliente (37°C) y el pH es inferior a 6.0.

Además es necesario considerar que la industria cárnica porcina sufre elevadas pérdidas económicas a causa de la presencia de este tipo de carne.

Por lo tanto, este trabajo consideró lo siguiente: ¿Es posible que la temperatura de refrigeración ante rigor evite o disminuya los problemas de PSE en la carne de cerdo?

Para poder corroborar esta hipótesis se plantearon los siguientes objetivos.



II.- OBJETIVOS

II.1 Objetivo general

Evaluar el efecto de la temperatura de refrigeración (ante rigor) y el tipo de músculo sobre la carne Pálida, Suave y Exudativa (PSE) en cerdo.

II.2 Objetivos específicos

- ☞ Determinar la evolución del pH para cada músculo (SM, ST y LD) a diferentes temperaturas (0, 2.5, 5 y 7.5 °C) y tiempos (3, 9, 20 y 24 h).
- ☞ Determinar la pérdida de peso a 24 h, post mortem para cada músculo (SM, ST y LD) a diferentes temperaturas (0, 2.5, 5 y 7.5 °C).
- ☞ Determinar el cambio de color a 24 h post mortem para cada músculo (SM, ST y LD) a diferentes temperaturas (0, 2.5, 5 y 7.5 °C).



III.- MATERIALES Y MÉTODOS

III.1 Material biológico

III.1 Animales

Se utilizaron 24 porcinos híbridos de dos razas (50% Duroc y 50% Landrax). Los cuales fueron proporcionados por un rastro ubicado en la ciudad de San Luis Potosí. La estrategia que se utilizó para llevar a cabo el trabajo se muestra en la Figura III.1.

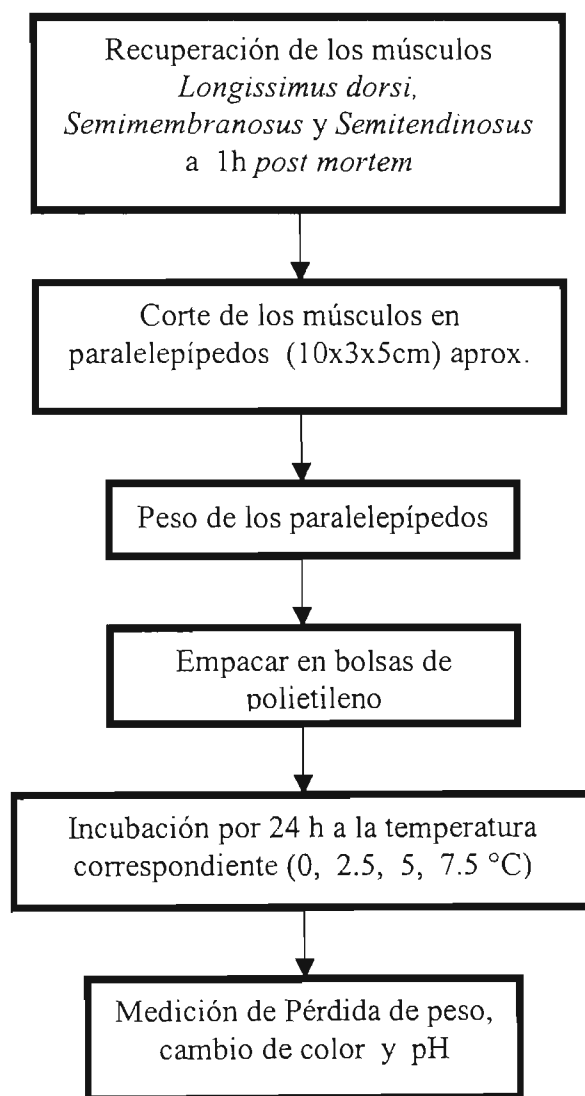


Figura III.1 Diagrama de flujo de la metodología.



III.1.2 Músculos

Se trabajó con los músculos *Longissimus dorsi* (LD) (lomo), *Semimembranosus* (SM) (Aguallón) y *Semitendinosus* (ST) (cuete). El músculo LD fue extraído de una media canal, es decir que solamente se obtuvo un músculo, los músculos SM y ST fueron extraídos de las dos medias canales (debido a su tamaño), es decir, que se obtuvieron dos músculos de cada uno. Dichos músculos fueron recuperados 1 h después del sacrificio y transportados en una bolsa isotérmica al Laboratorio de Ciencia de Alimentos de la Facultad de Ciencias Químicas para realizar los respectivos análisis. Estos músculos fueron elegidos en base al tipo de fibra muscular que presentan en su composición, lo cual los hace más susceptibles a presentar problemas de PSE.

III.1.2.1 Preparación de los músculos

Una vez en el laboratorio (2 h *post mortem*) el músculo *Longissimus dorsi* fue cortado en 4 paralelepípedos de 10 cm de largo x 5 cm de ancho x 3 cm de alto. La longitud mayor corresponde al sentido de la fibra muscular. Los músculos SM y ST (tanto para el SM y ST se obtuvieron 2 músculos para cada experimento), fueron cortados en 2 paralelepípedos de 10 x 5 x 3 cm, por lo que se obtuvieron 4 muestras (paralelepípedos) de cada músculo para cada experimento. Posteriormente a las muestras se les determinaron los siguientes parámetros: peso inicial de la muestra, pH y color. Estos parámetros fueron evaluados antes y después de incubarlos a la temperatura correspondiente (Figura III.1).

III.2 Pruebas preliminares para determinar las temperaturas de incubación

Se realizaron diferentes pruebas preliminares para determinar las temperaturas de incubación de las muestras. Las pruebas se realizaron utilizando 4 temperaturas: -5, 0, 5 y 10 °C, para cada músculo. La variable que se midió fue el pH, el cual fue medido a 3, 9, 20 y 24 h post-mortem). Para verificar que el *rigor mortis* había sido instalado se volvió a medir el pH a las 26 h y se observó que el valor del pH ya no se modificó. En base a los resultados obtenidos (se muestran



en resultados y discusión) y tomando en cuenta que la Secretaría de Salud exige que las medias canales deben tener un temperatura interna de $7^{\circ}\text{C}\pm 0.5$ después de 24 horas post mortem para evitar el crecimiento microbiano, se decidió trabajar con las siguientes 4 temperaturas: 0, 2.5, 5, y 7.5°C .



III.3 Diseño de experimentos

Con las temperaturas mencionadas anteriormente (0, 2.5, 5 y 7.5 °C) se elaboró el siguiente diseño de experimentos. Las variables de respuesta fueron: pérdida de peso, pH y cambio de color, debido a que éstas son las variables más importantes para determinar si una carne tiene PSE. El diseño experimental fue un modelo D-Optimal-Quadratic, con 12 experimentos y una réplica, obteniendo así un total de 24 experimentos. Dicho modelo fue obtenido utilizando un software estadístico Modde 7.0. En la Tabla III.1 se muestra el número de experimentos y el orden de la corrida, el cual fue otorgado aleatoriamente por el Software.

Tabla III.1 Número de experimentos y sus variables de respuesta

| # Experimento | Orden de corrida | Temperatura (°C) | Músculo | pH | Cambio de Color (ΔE) | % Pérdida de Peso |
|---------------|------------------|------------------|-------------|----|--------------------------------|-------------------|
| 1 | 16 | 0 | SM Aguallón | | | |
| 2 | 3 | 0 | SM | | | |
| 3 | 13 | 5 | SM | | | |
| 4 | 10 | 7.5 | SM | | | |
| 5 | 24 | 0 | ST Cuete | | | |
| 6 | 22 | 0 | ST | | | |
| 7 | 5 | 5 | ST | | | |
| 8 | 19 | 7.5 | ST | | | |
| 9 | 14 | 0 | LD Lomo | | | |
| 10 | 4 | 2.5 | LD | | | |
| 11 | 11 | 7.5 | LD | | | |
| 12 | 17 | 7.5 | LD | | | |
| 13 | 15 | 0 | SM Aguallón | | | |
| 14 | 8 | 0 | SM | | | |
| 15 | 1 | 5 | SM | | | |
| 16 | 18 | 7.5 | SM | | | |
| 17 | 7 | 0 | ST Cuete | | | |
| 18 | 9 | 0 | ST | | | |
| 19 | 6 | 5 | ST | | | |
| 20 | 23 | 7.5 | ST | | | |
| 21 | 12 | 0 | LD Lomo | | | |
| 22 | 2 | 2.5 | LD | | | |
| 23 | 20 | 7.5 | LD | | | |
| 24 | 21 | 7.5 | LD | | | |



III.4 Metodología de los parámetros a medir

III.4.1 Pérdida de peso

La pérdida de peso, fue realizada utilizando un método gravimétrico. Esta fue determinada en cada paralelepípedo de los diferentes músculos. Se tomó el peso inicial de cada muestra (paralelepípedo) al inicio del experimento (3 h post-mortem). El peso inicial de cada muestra fue entre 90 y 100 g, el peso final de las muestras fue tomado a las 24 h (Kauffman *et al.*, 1986). La pérdida de peso fue determinada por la siguiente ecuación.

$$\% \text{ Pérdida de Peso} = \frac{W_1 - W_2}{W_1} \times 100 \quad (\text{III.1})$$

W_1 = Peso inicial de la muestra

W_2 = Peso final de la muestra

III.4.2 Color

Primeramente, se trazó un área determinada en la superficie del trozo del músculo para colocar el sensor del colorímetro y medir el color a través de los parámetros CIE L^* (luminosidad), a^* (rojizo) y b^* (amarillento), (Figura III.2), los valores de estos parámetros se obtuvieron de la media de seis mediciones dentro del área determinada. La medición de color inicial de las muestras fue tomado a 3 h post-mortem y la medición final a las 24 h. La medición del color se realizó utilizando un colorímetro marca AccuProbe HH06TM, Accuracy Microsensors, Inc. Pittsford, New York USA) con un sensor de 8 mm de diámetro (Hammelman *et al.*, 2003).

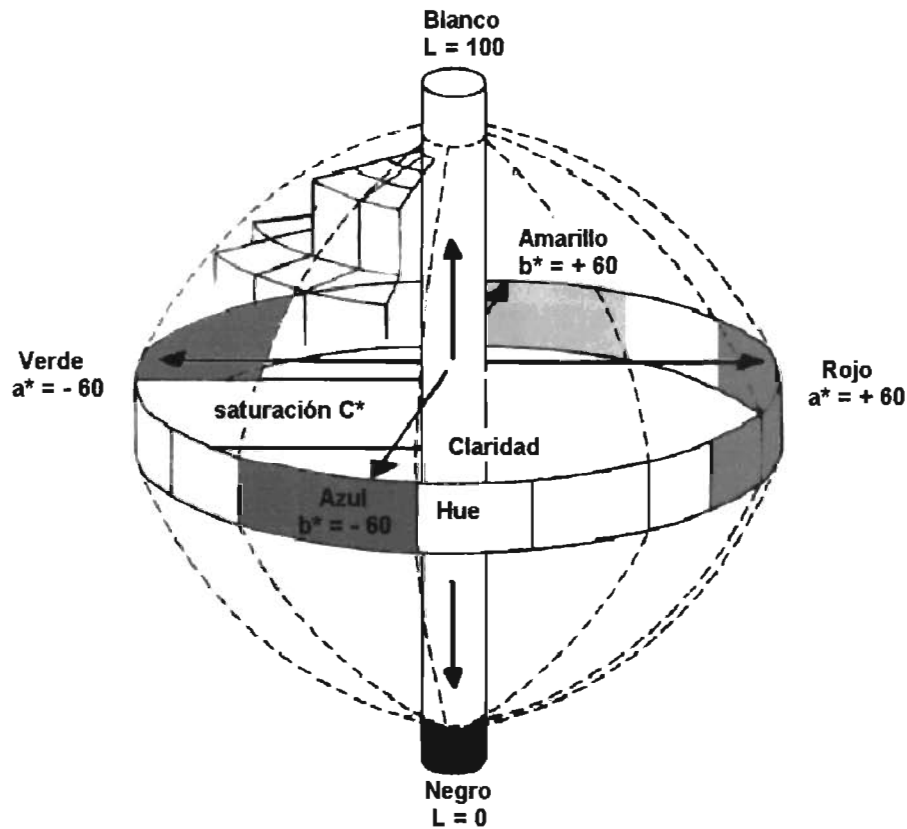


Figura III.2 Espacio de color L^* , a^* , b^* (Grosser, 2001).

III.4.2.1 Cambio de color

El cambio total del color (ΔE) de cada muestra fue calculado con la siguiente ecuación:

$$\Delta E = \sqrt{(L_o^* - L^*)^2 + (a_o^* - a^*)^2 + (b_o^* - b^*)^2} \quad (\text{III.2})$$

donde: L_o^* , a_o^* y b_o^* (iniciales) son los parámetros de color para la carne antes de llevarla a incubación, y L^* , a^* y b^* (finales) son los parámetros de color para la carne después de haber sido incubada a la temperatura correspondiente durante 24 h.



III.4.3 pH

El pH de toda la muestra (inicial a 3 h post-mortem) fue tomado de trozos de diferentes partes del músculo. Estos trozos fueron triturados y homogenizados utilizando un blender marca Waring, Comercial Blender modelo 51BL32 (700), Torrington, Correcticut 06790 U.S.A. De la muestra homogenizada se tomaron 3 g por triplicado y se adicionaron 50 ml de agua destilada; la temperatura de la muestra fue llevada a 25 °C para obtener el valor del pH (Torley *et al.*, 2000). La medición del pH final de cada muestra a la temperatura correspondiente se realizó a 3, 9, 20 y 24 h. Utilizando el mismo procedimiento descrito anteriormente. Se utilizó un pHmetro marca Termo-Orion modelo 410Aplus. Nota: para hacer el análisis estadístico se tomó el valor de pH obtenido a 24 h.

III.4.4 Análisis estadístico de los datos experimentales

Los datos experimentales se analizaron mediante un análisis de varianza (ANOVA) utilizando el software Modde 7.0 (Umetric AB). Para detectar los efectos de los factores evaluados sobre las variables de respuesta se utilizó el método de regresión múltiple (MLR), el cual fue usado para ajustar un modelo cuadrático para la temperatura y un modelo lineal para el músculo y sus interacciones (Ecuación III.3), con un intervalo de confianza del 95%.

$$Y = b_0 + b_1T + b_2^*M + b_3T^2 + b_4^*TM \quad (\text{III.3})$$

(*= es una variable discreta y tendrá valor para cada nivel de la variable, con respecto al músculo).

Donde: Y son las variables de respuesta (pH, cambio de color y pérdida de peso), T es la temperatura de incubación (0, 2.5, 5, 75 °C), M es el músculo (SM, ST, LD), b_0 , b_1 , b_2 y b_4 son los coeficientes de regresión lineal del modelo y b_3 es el coeficiente de regresión lineal para el término cuadrático. Un análisis estadístico preliminar con gráficas de probabilidad normal proporcionado por el software Modde 7.0 se muestra en la Figura IV.5.1, este análisis permitió conocer los valores denominados "outliers" (caso pérdida de peso), los cuales son aquellos



valores que se alejan de la linealidad cuando se grafica N-Probabilidad vs Residuales Estandarizados.



IV.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

IV.1 Resultados de las pruebas preliminares que determinaron las temperaturas de incubación

Las diferentes pruebas preliminares se realizaron utilizando 4 temperaturas: -5, 0, 5 y 10°C, para cada músculo. En las Figuras IV.1 y IV.2 se muestra respectivamente la evolución del pH a 0 y 10 °C. Se observa que el pH final depende directamente del pH inicial y del tipo de músculo. La temperatura de -5°C provocó congelación en las muestras, por lo que evitó llevar a cabo los experimentos. La temperatura de 10°C además de provocar que el valor final del pH sea más bajo que el obtenido a 0 y 5 °C, provocó una excesiva pérdida de peso. En base a lo anterior y tomando en cuenta que la Secretaría de Salud exige que las medias canales deben tener un temperatura interna de 7°C±0.5 después de 24 horas post mortem para evitar crecimiento microbiano, se decidió trabajar con las siguientes 4 temperaturas: 0, 2.5, 5, y 7.5°C.

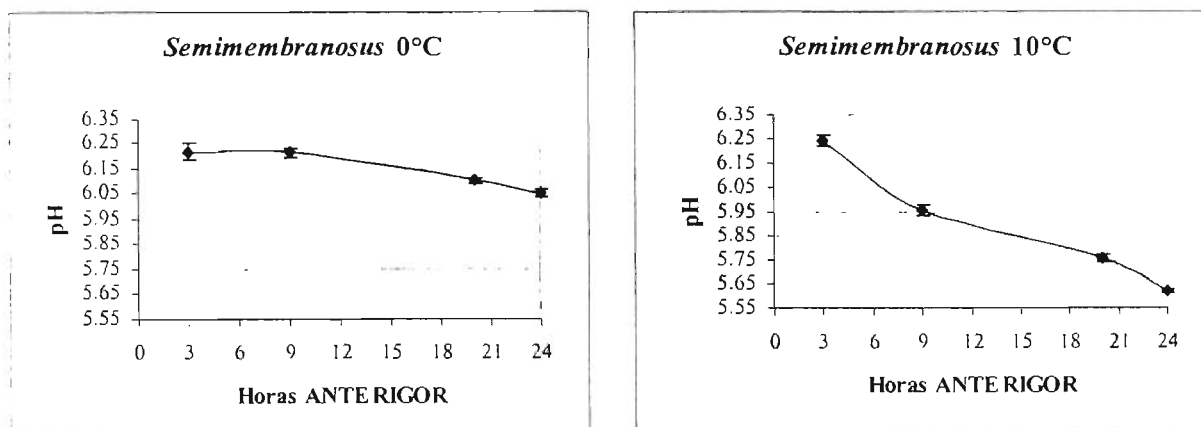


Figura IV.1 Evolución del pH del músculo *Semimembranosus* a 0 y 10 °C.

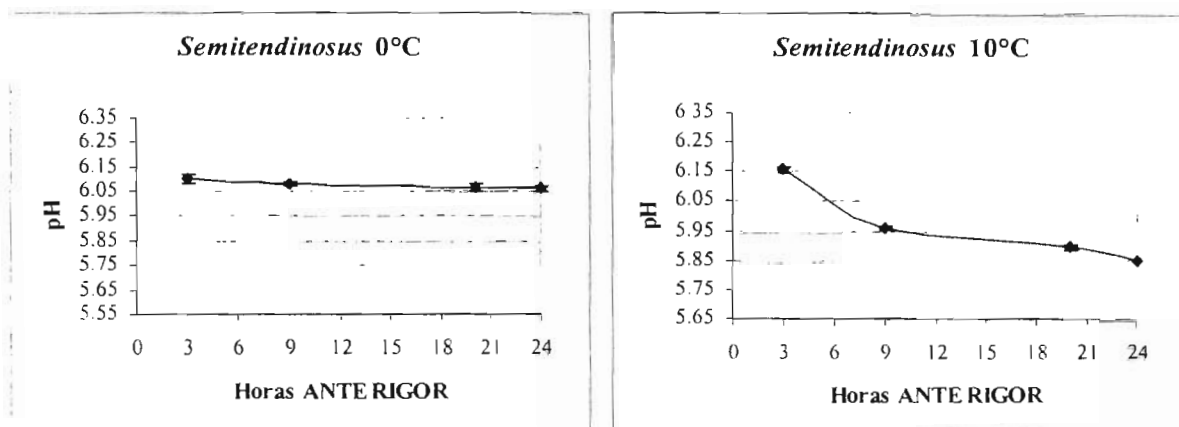


Figura IV.2 Evolución del pH del músculo *Semitendinosus* a 0 y 10 °C.

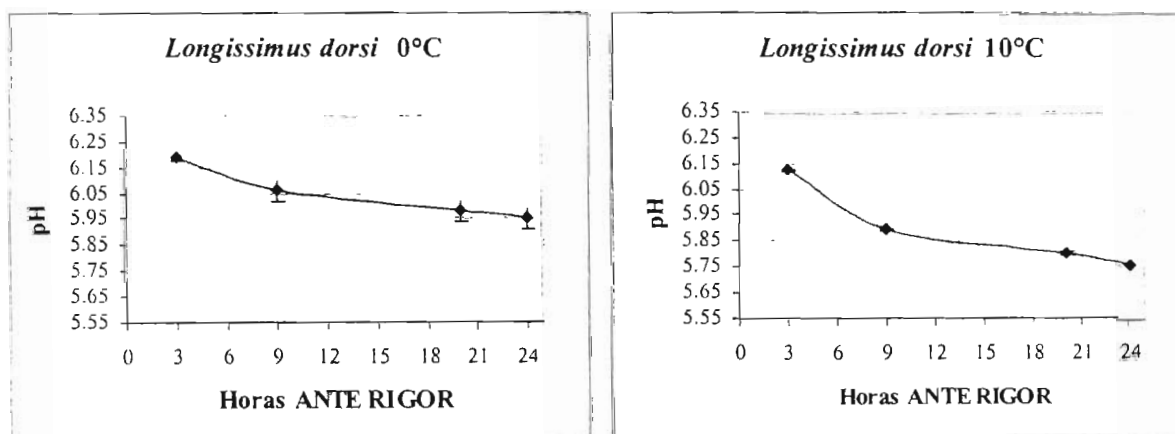


Figura IV.3 Evolución del pH del músculo *Longissimus dorsi* a 0 y 10 °C.



IV.2 Pérdida de peso

IV.2.1 Músculo *Semimembranosus* (SM)

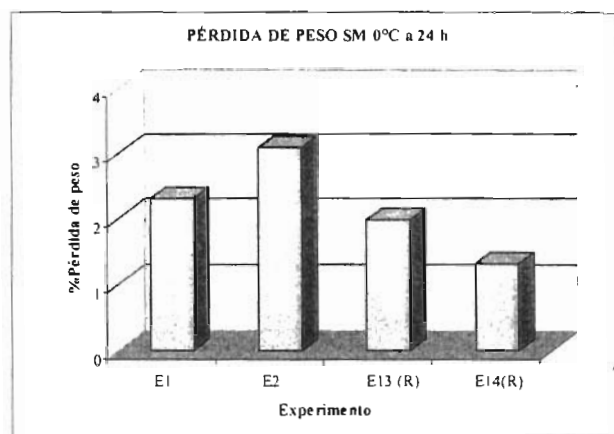
En la Figura IV.2.1a,b,c se muestra el porcentaje de pérdida de peso a 0, 5 y 7.5 °C respectivamente para el músculo *Semimembranosus*. El valor promedio del porcentaje de pérdida de peso obtenido a 0°C fue de 2.174 ± 0.746 . A esta temperatura el experimento que presentó mayor pérdida de peso fue el E2 cuyo pH final fue de 5.62, el experimento E14 tuvo un valor de pH de 5.85 superior al de los otros experimentos debido a esto la pérdida de peso para el E14 fue menor.

A 0°C se observa que la pérdida de peso está en función del pH final ya que se conoce que cuando el pH se encuentra cerca del punto isoeléctrico de las proteínas (~5) la pérdida de peso aumenta y por lo tanto la capacidad de retención de agua disminuye. Con respecto a la temperatura de 5°C (Figura IV.2.1.b) se observó que el valor promedio obtenido para esta variable fue de 2.224 ± 0.683 . Valor superior al obtenido a 0°C.

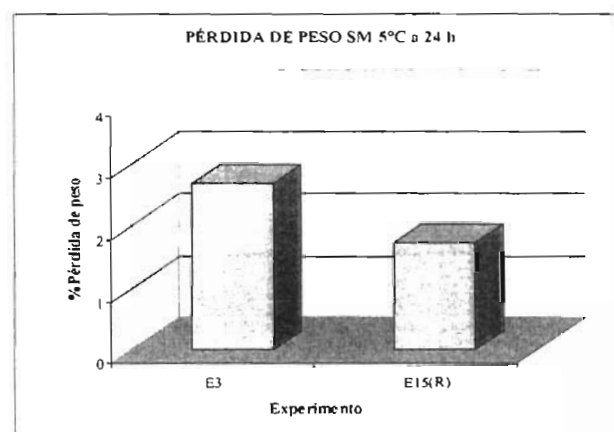
A 7.5°C (Figura IV.2.1.c) el promedio del porcentaje de pérdida de peso obtenido fue de 2.693 ± 1.354 . De manera general se observa que el experimento E16 tuvo mayor pérdida de peso debido a que presentó el siguiente valor de pH 5.62.

De manera general con respecto a la pérdida de peso para el músculo SM a diferentes temperaturas (0, 5 y 7.5 °C), se observa que la temperatura influye sobre esta variable, ya que a 0°C la pérdida de peso fue menor que para la temperatura de 5 y 7.5 °C.

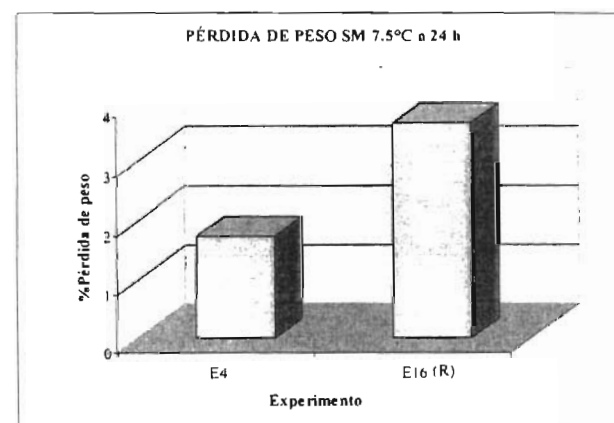
La temperatura que provocó mayor pérdida de peso fue la de 7.5°C. Sin embargo estadísticamente se observó que el tipo de músculo (SM), la temperatura y la interacción tipo de músculo-temperatura no causaron efecto significativo ($p > 0.05$) sobre esta variable de respuesta (Tabla IV.5.3).



a)



b)



c)

Figura IV.2.1 Pérdida de peso para el músculo *Semimembranosus*. a) 0°C, b) 5°C y c) 7.5°C.



IV.2.2 Músculo *Semitendinosus* (ST)

En la Figura IV.2.2a,b,c se presenta la pérdida de peso obtenida a 0, 5 y 7.5 °C respectivamente para el músculo *Semitendinosus*. El valor promedio obtenido para esta variable a 0°C fue de 1.290 ± 0.258 . Con respecto a 5°C el valor promedio observado fue de 1.814 ± 0.290 .

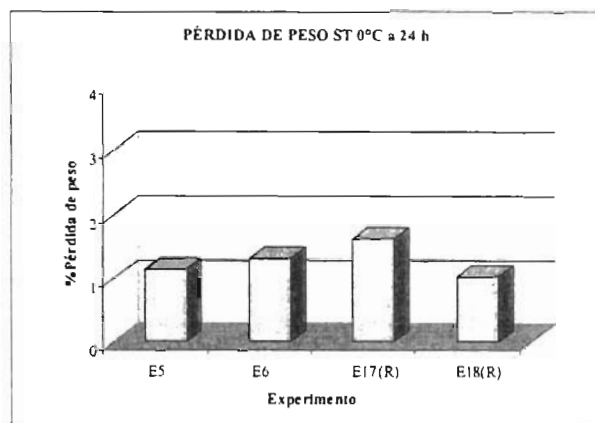
El porcentaje de pérdida de peso para este músculo fue menor que para el músculo SM a la misma temperatura. Esto puede ser debido al tipo de fibra muscular. El músculo SM tiene más fibras rojas (IIA) que blancas (IIB). A estas temperaturas puede ser que las fibras rojas hayan sufrido mayor contracción y por consecuencia exista mayor pérdida de peso.

Haciendo una comparación del valor promedio del porcentaje de pérdida de peso con estos experimentos y con los realizados para el músculo SM a la misma temperatura (5°C) se observa que el porcentaje de pérdida de peso fue mayor para el músculo SM (2.224 ± 0.683) que para el músculo ST (1.814 ± 0.290).

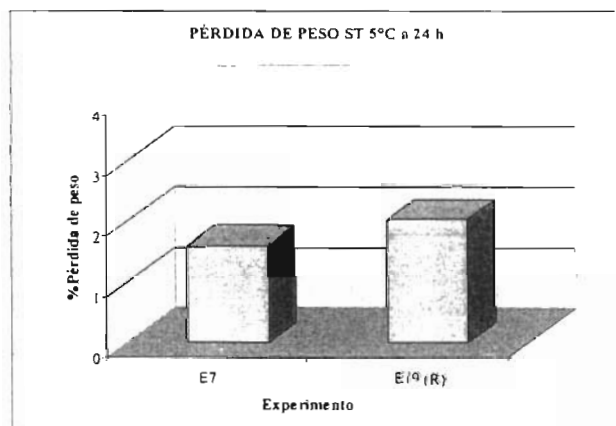
En la Figura IV.2.2c se muestra la pérdida de peso para la temperatura de 7.5 °C, el valor obtenido concierne al experimento E20. El valor del experimento E8 no se tomó en cuenta debido a que fue un dato anómalo (Figura IV.5.1). Por lo tanto, el valor de esta variable obtenido a esta temperatura fue de 2.115. Este valor es inferior al obtenido para el músculo SM (2.693 ± 1.354) a la misma temperatura.

De manera general se puede concluir que el porcentaje de pérdida de peso para el músculo ST varía de acuerdo a la temperatura. Por lo tanto, las pérdidas de peso son mayores cuando la temperatura de incubación es de 7.5°C.

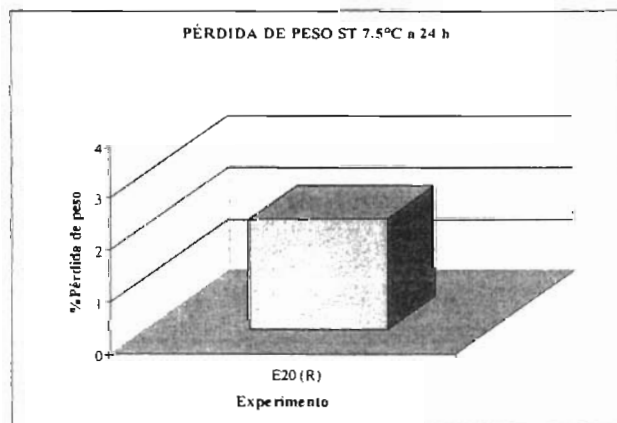
Sin embargo, estadísticamente ($p > 0.05$) los factores (tipo de músculo (ST), temperatura y la interacción tipo de músculo-temperatura) no causaron efecto significativo sobre esta variable de respuesta (Tabla IV.5.3).



a)



b)



c)

Figura IV.2.4 Pérdida de peso para el músculo *Semitendinosus*. a) 0°C, b) 5°C y c) 7.5°C.

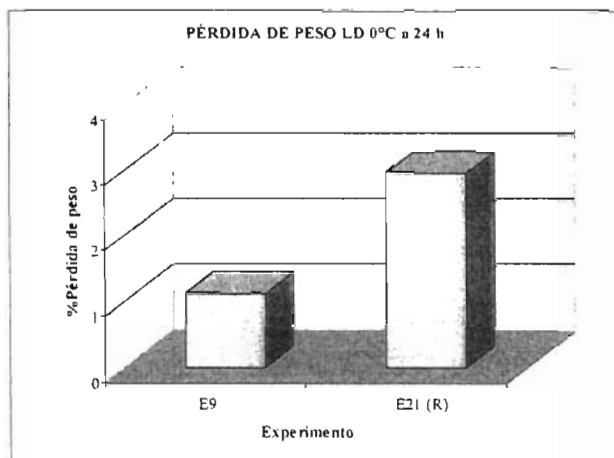


IV.2.3 Músculo *Longissimus dorsi* (LD)

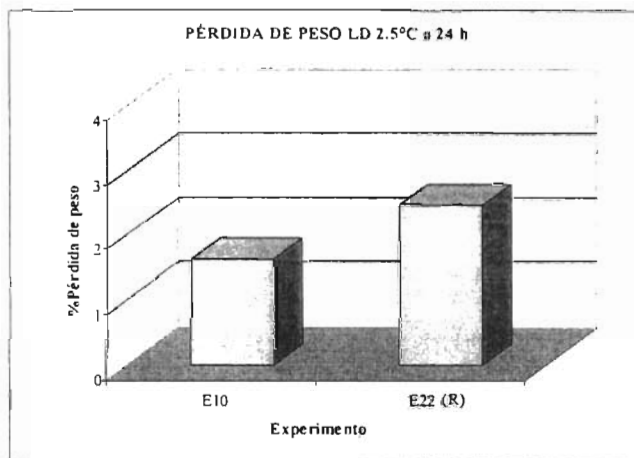
Las Figuras IV.2.3a,b,c muestran la pérdida de peso para el músculo *Longissimus dorsi* a 0, 2.5 y 7.5 °C respectivamente. El valor promedio encontrado para esta variable a 0°C fue de 2.044 ± 1.3 . Haciendo una comparación con los músculos SM y ST se observa que el músculo SM pierde más peso a esta temperatura.

A 2.5°C se refiere la Figura IV.2.3b la cual indica un valor promedio de pérdida de peso de 2.036 ± 0.602 . Este valor es similar al obtenido a 0°C. A la temperatura de 2.5 °C no se puede hacer una comparación con los otros músculos debido a que el diseño experimental utilizado (D-Optimal Quadratic) no arroja permite tener valores a esta temperatura para los otros músculos.

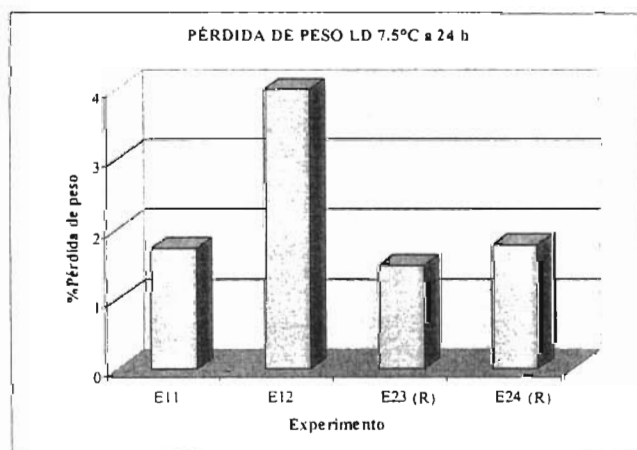
El valor promedio obtenido para esta misma variable a 7.5°C fue de 1.666 ± 0.160 . De manera general se observa que el músculo LD perdió menos peso a 7.5°C, esto puede ser debido a la anisotropía presente en este tipo de músculo. Sin embargo, estadísticamente se observó que el tipo de músculo (LD), temperatura y la interacción tipo de músculo-temperatura no causaron efecto significativo ($p > 0.05$) sobre esta variable de respuesta (Tabla IV.5.3).



a)



b)



c)

Figura IV.2.3 Pérdida de peso para el músculo *Longissimus dorsi*. a) 0°C, b) 2.5°C y c) 7.5°C.



IV.3 Cambio de color (ΔE)

IV.3.1 Músculo *Semimembranosus* (SM)

En la Figura IV.3.1a,b,c se muestra el cambio de color (ΔE) provocado por la temperatura de incubación 0, 5 y 7.5°C respectivamente, para el músculo *Semimembranosus*.

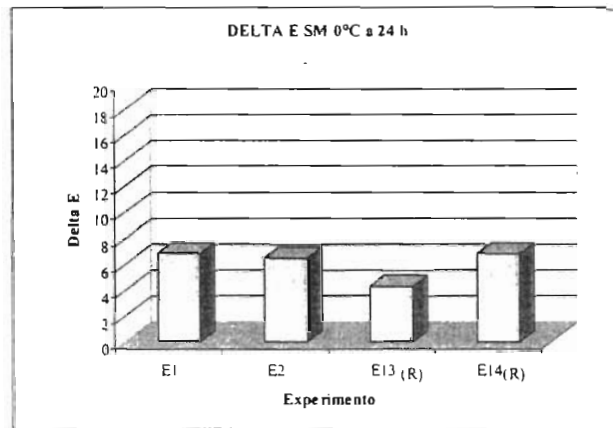
El valor promedio de ΔE obtenido para los cuatro experimentos a 0°C fue de 6.084 ± 1.184 , lo cual indica que la carne tiende a perder color debido a la pérdida de peso y a la disminución del pH.

El comportamiento de estos resultados están de acuerdo a lo predicho por Bendall & Swatland, (1988) ya que mencionan que la palidez de la carne de cerdo es inversamente proporcional al pH.

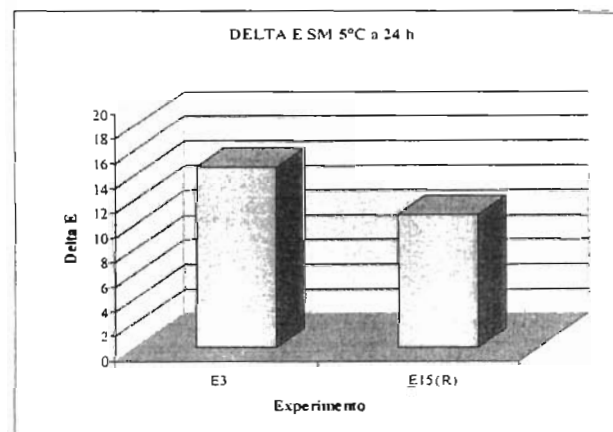
En la Figura IV.3.1b, se muestra el comportamiento de esta variable a 5 °C. El valor promedio de dicha variable fue de 12.695 ± 2.687 . Si se toma en cuenta el valor promedio del pH (5.67 ± 0.06) para estos experimentos y se compara con los valores obtenidos a 0°C ($\text{pH} = 5.76 \pm 0.10$ y $\Delta E = 6.084 \pm 1.184$), se observa que el cambio de color es inversamente proporcional al pH.

El valor obtenido a 7.5°C (Figura IV.3.1c) para esta variable fue de 7.895 ± 0.261 con un valor promedio de pH final de 5.81 ± 0.25 .

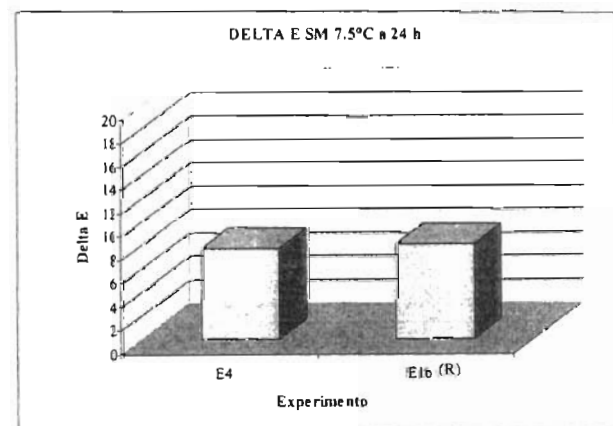
De manera general se observa que el cambio de color para el músculo SM estaría mayormente influenciado por el valor del pH final y por la temperatura de incubación. Sin embargo, estadísticamente el tipo de músculo (SM), temperatura y la interacción tipo de músculo-temperatura no causaron efecto significativo ($p > 0.05$) sobre esta variable (Tabla IV.5.3).



a)



b)



c)

Figura IV.3.1 Cambio de color (ΔE) para el músculo *Semimembranosus*. a) 0°C, b) 5°C y c) 7.5°C.

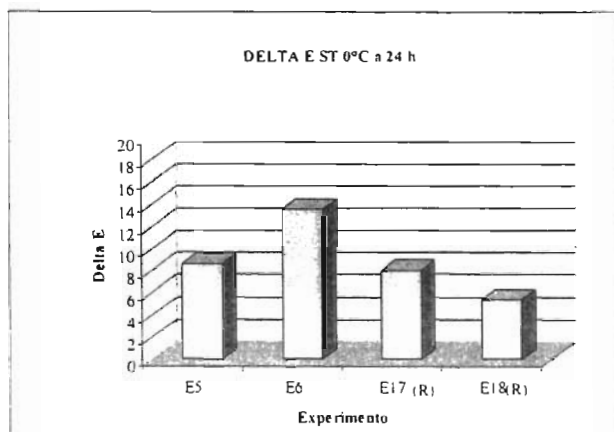


IV.3.2 Músculo *Semitendinosus* (ST)

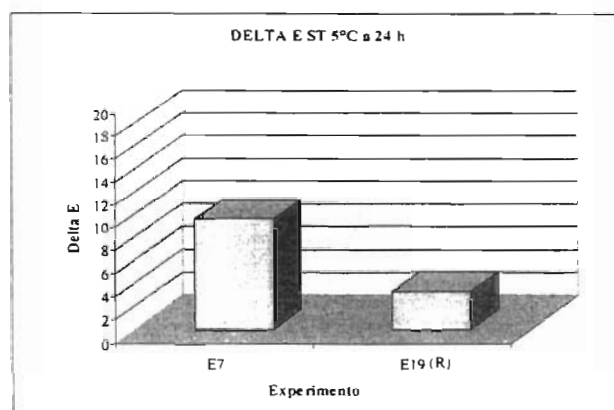
En la Figura IV.3.2a,b,c se muestran los valores de ΔE a 0, 5 y 7.5 °C respectivamente, para el músculo *Semitendinosus*.

A 0°C (Figura IV.3.2a) esta variable tuvo un valor promedio de 8.882 ± 3.404 , valor superior al obtenido en el músculo SM (6.084 ± 1.184) a la misma temperatura. Es importante mencionar que el valor final del pH (5.90 ± 0.31) del músculo ST es superior al obtenido en el músculo SM (5.76 ± 0.10). Siguiendo la hipótesis mencionada anteriormente donde el cambio de color es inversamente proporcional al pH, el músculo ST tendría un menor cambio de color. Este cambio de color podría estar influenciado por la composición de la fibra muscular presente en este músculo. El valor promedio de esta misma variable a 5°C (Figura IV.3.2b) fue de 6.389 ± 4.477 , este valor es inferior al obtenido en el músculo SM a esta misma temperatura.

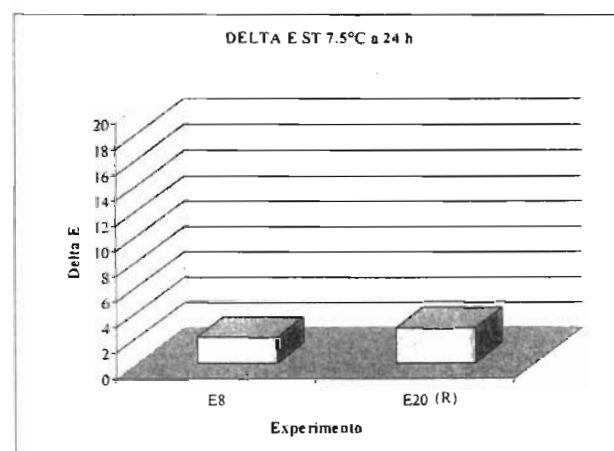
Para la temperatura de 7.5°C (Figura IV.3.2c) el valor promedio de ΔE fue de 2.416 ± 0.489 , este valor es inferior a los valores obtenidos a la temperatura de 0 y 5°C, así como también del valor obtenido para el músculo SM a la misma temperatura (7.5°C). Con respecto a éste músculo se podría decir que la temperatura tiene un efecto importante sobre el cambio de color, sin embargo, estadísticamente ($p > 0.05$) el factor temperatura no causó efecto alguno sobre ésta variable (Tabla IV.5.3). El análisis estadístico demostró que el factor tipo de músculo y la interacción tipo de músculo-temperatura si causaron efecto significativo ($p < 0.05$) sobre el cambio de color (Tabla IV.5.3).



a)



b)



c)

Figura IV.3.2 Cambio de color (ΔE) para el músculo *Semitendinosus*. a) 0°C, b) 5°C y c) 7.5°C.



IV.3.3 Músculo *Longissimus dorsi* (LD)

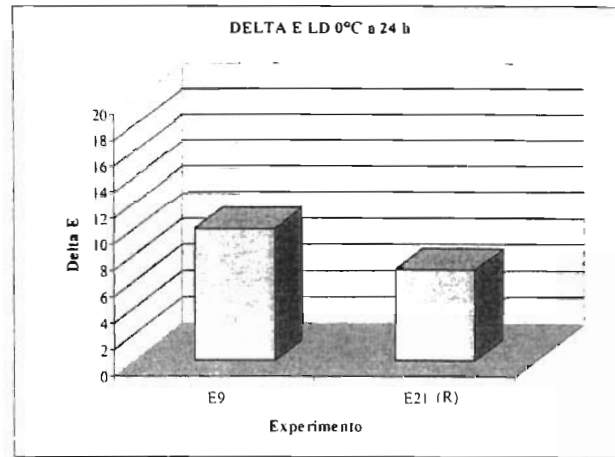
Para el músculo *Longissimus dorsi* con temperaturas de incubación de 0, 2.5 y 7.5°C se refiere la Figura IV.3.3a,b,c, respectivamente.

El valor promedio del cambio de color para la temperatura de 0°C fue de 8.446 ± 2.259 . Este valor es inferior al obtenido para el músculo ST y superior al valor obtenido para el músculo SM a la misma temperatura.

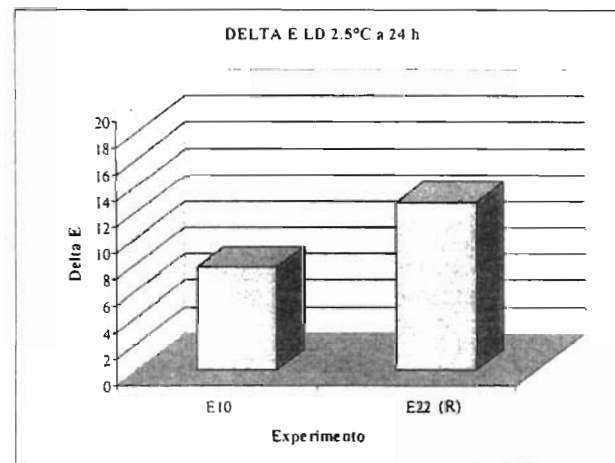
A 2.5 °C esta variable obtuvo un promedio de 10.241 ± 3.508 que es un valor superior al obtenido a 0°C (8.446 ± 2.259) para este mismo músculo.

Para la temperatura de 7.5°C el valor promedio de ΔE fue de 10.542 ± 2.135 , valor superior a los obtenidos para los músculos SM y ST a esta misma temperatura. Para este músculo se observa que el cambio de color estaría influenciado tanto por la temperatura y el pH.

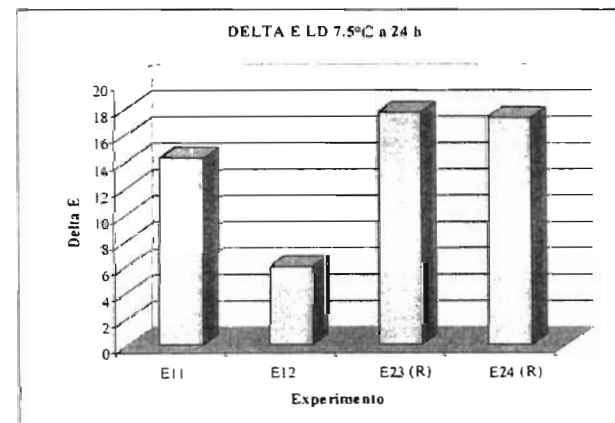
De acuerdo al ANOVA (Tabla IV.5.3) el factor temperatura no causó efecto alguno sobre esta variable ($p > 0.05$). Dicho análisis demostró que el factor tipo de músculo y la interacción tipo de músculo-temperatura si causaron efecto significativo ($p < 0.05$) sobre el cambio de color,



a)



b)



c)

Figura IV.3.3 Cambio de color (ΔE) para el músculo *Longissimus dorsi*. a) 0°C, b) 2.5°C y c) 7.5°C.



IV.3.4 Valores de L*, a* y b*

En algunos estudios encontrados en la bibliografía reportan al color con los parámetros L*, a* y b*. Por ello en la Tabla IV.3.4.1 se presentan los valores de L*, a* y b* iniciales y finales (3 y 24 h post-mortem) respectivamente, obtenidos en este trabajo, para los 24 experimentos realizados. En general, se observa que los valores finales de L* oscilan entre 46 y 58, de a* entre -0.057 a 0.239, b* entre 10 y 22. Los valores de L*, a* y b* finales (24 h post-mortem) reportados por O'Neill *et al.*, (2003) fueron de 45.6, 7.8 y 6 respectivamente. Estos valores fueron obtenidos utilizando el músculo *Longissimus dorsi* con un pH final de 5.59. Rosenvold *et al.*, (2003) realizó experimentos con los músculos *Longissimus dorsi* y *Semimembranosus* obteniendo los siguientes valores de L*= 55.5 a 56.3, a*= 7.7 a 8, b*= 6.7 a 6.8 para el músculo LD con un pH de 5.56 a 5.57. Y L*= 51.5, a*= 10.2 a 10.8, b*= 7.9 a 8.2 para el músculo SM con un pH de 5.61 a 5.65. Los valores de L* (parámetro con mayor influencia en el cambio de color) reportados en este estudio se encuentran en el rango de los valores reportados por dichos autores.

Cabe mencionar que el valor de L* para una carne PSE es superior a 60 (Schilling *et al.*, 2003).

Tabla IV.3.4.1 Valores de L^* , a^* y b^* (iniciales y finales) evaluados en este trabajo

| Experimento | L^* | | a^* | | b^* | | Cambio de color (ΔE) |
|-------------|-------------|-------------|--------------|--------------|-------------|-------------|--------------------------------|
| | Inicial | Final | Inicial | Final | Inicial | Final | |
| E1 | 39.28±0.088 | 49.25±0.223 | -0.235±0.029 | -0.308±0.026 | 11.92±0.198 | 16.07±0.199 | 6.77 |
| E2 | 42.27±0.081 | 53.06±0.104 | -0.221±0.015 | -0.520±0.032 | 9.87±0.180 | 16.60±0.502 | 6.42 |
| E3 | 44.55±0.324 | 50.34±0.223 | -0.054±0.038 | 0.007±0.050 | 14.61±0.456 | 17.38±0.626 | 14.6 |
| E4 | 44.72±0.104 | 51.33±0.144 | -0.307±0.138 | -0.284±0.076 | 6.61±0.585 | 10.67±0.346 | 7.71 |
| E5 | 44.26±0.162 | 52.53±0.175 | -0.063±0.037 | -0.213±0.017 | 13.62±0.565 | 18.40±0.455 | 8.61 |
| E6 | 55.24±0.246 | 58.34±0.133 | -0.315±0.050 | -0.299±0.022 | 15.00±0.488 | 15.87±0.341 | 13.53 |
| E7 | 42.14±0.209 | 46.03±0.285 | 0.155±0.070 | 0.000±0.051 | 9.68±1.101 | 16.70±0.587 | 9.55 |
| E8 | 40.37±0.249 | 46.79±0.166 | -0.466±0.032 | -0.153±0.030 | 9.22±0.422 | 11.49±0.307 | 2.07 |
| E9 | 47.91±0.155 | 51.23±0.138 | -0.026±0.045 | -0.158±0.038 | 14.04±0.420 | 18.25±1.316 | 10.04 |
| E10 | 41.55±0.126 | 49.10±0.144 | -0.223±0.027 | -0.265±0.022 | 13.34±0.397 | 14.90±0.254 | 7.76 |
| E11 | 39.86±0.097 | 53.99±0.307 | -0.397±0.045 | -0.019±0.045 | 10.74±0.606 | 8.37±0.990 | 14.33 |
| E12 | 46.61±0.311 | 52.62±0.128 | -0.167±0.044 | -0.185±0.032 | 11.70±0.467 | 14.99±0.468 | 6.02 |
| E13 | 45.00±0.293 | 52.73±0.206 | -0.146±0.040 | -0.057±0.055 | 10.93±0.836 | 12.97±2.069 | 4.33 |
| E14 | 42.34±0.134 | 52.10±0.221 | -0.397±0.021 | -0.033±0.013 | 14.34±0.242 | 11.97±0.204 | 6.81 |
| E15 | 48.29±0.063 | 52.61±0.108 | -0.328±0.019 | -0.217±0.016 | 16.57±0.226 | 16.61±0.179 | 10.8 |
| E16 | 46.29±0.130 | 53.06±0.127 | -0.219±0.026 | -0.107±0.023 | 13.76±0.312 | 13.54±0.429 | 8.08 |
| E17 | 51.61±0.282 | 57.58±0.255 | -0.248±0.025 | -0.305±0.029 | 15.74±0.250 | 16.50±0.635 | 8.02 |
| E18 | 41.00±0.163 | 48.37±0.151 | -0.159±0.125 | -0.291±0.067 | 13.79±0.258 | 17.09±0.730 | 5.36 |
| E19 | 49.58±0.063 | 51.20±0.208 | -0.135±0.015 | -0.015±0.016 | 15.74±0.253 | 17.02±0.462 | 3.22 |
| E20 | 37.16±0.244 | 54.39±0.131 | -0.075±0.036 | -0.120±0.042 | 9.06±0.255 | 13.39±0.447 | 2.76 |
| E21 | 41.91±0.064 | 58.90±0.419 | -0.425±0.020 | -0.101±0.059 | 13.47±0.333 | 9.98±1.324 | 6.85 |
| E22 | 42.58±0.161 | 54.00±0.196 | -0.204±0.049 | -0.178±0.051 | 14.69±0.485 | 21.94±0.358 | 12.72 |
| E23 | 53.41±0.114 | 54.22±0.131 | -0.242±0.021 | -0.059±0.021 | 16.79±0.353 | 19.42±0.578 | 17.76 |
| E24 | 42.18±0.241 | 50.04±0.254 | -0.015±0.070 | 0.239±0.023 | 14.33±0.795 | 17.83±3.285 | 17.35 |



IV.4 Evolución del pH

IV.4.1 Músculo SM

En la Figura IV.4.1a se muestran los valores iniciales y finales del pH a diferentes temperaturas para el músculo *Semimembranosus*. En dicha Figura se observa que el valor inicial del pH es diferente para cada cinética (experimento) debido a que aunque fue el mismo músculo éste proviene de diferente animal. Además se observa que cuando el pH inicial es elevado, el pH final se encuentra alrededor de 6.0.

Algunos autores consideran que cuando el pH final del músculo se encuentra en un rango entre 5.4-5.8 la carne puede ser considerada como PSE (Bendall y Swatland, 1988). Sin embargo, es conocido que el pH final de una carne normal es de 5.4-5.6 (Pearson, 1994; O' Neill *et al.*, 2003 y Rosenvold *et al.*, 2003) por lo tanto, el presente estudio considerará que el pH de una carne PSE es menor a 5.4. Observando nuevamente la Figura IV.4.1a, ninguna muestra presentó carne PSE en el rango de temperaturas utilizadas. Esto puede ser debido a que a bajas temperaturas la caída del pH es más lenta. Estadísticamente ($p > 0.05$) el factor tipo de músculo, temperatura y la interacción tipo de músculo-temperatura no causaron efecto significativo sobre el pH (Tabla IV.5.3).

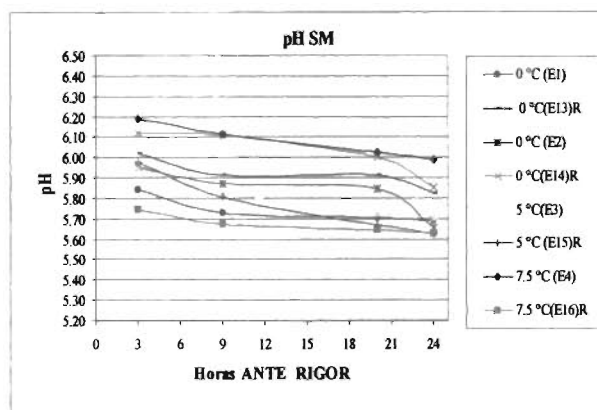


Figura IV.4.1a Evolución del pH a diferentes temperaturas, músculo *Semimembranosus*.



IV.4.2 Músculo ST

En la Figura IV.4.2b se observa la evolución del pH para el músculo *Semitendinosus* a diferentes temperaturas. En todos los experimentos se observa que el pH final está en función del pH inicial es decir, cuando el pH inicial es elevado el pH final será elevado y viceversa. Estos valores (iniciales y finales) de pH pueden ser debido a lo siguiente: si el pH inicial es elevado (mayor o igual a 6.0) quiere decir que el animal empezó a consumir el glucógeno de reserva para generar ATP justo antes del sacrificio, y por lo tanto ya no tiene suficiente glucógeno para acidificar el músculo y el valor de pH final es alto. Si el pH inicial es bajo, indica que el animal empezó a consumir sus reservas de glucógeno rápidamente después de la muerte, provocando así una rápida acidificación del músculo. Sin embargo, a pesar de haber obtenido pH iniciales altos y bajos, ninguna muestra presentó problemas de PSE. Estadísticamente ($p > 0.05$) el factor tipo de músculo, temperatura y la interacción tipo de músculo-temperatura no causaron efecto sobre el pH (Tabla IV.5.3).

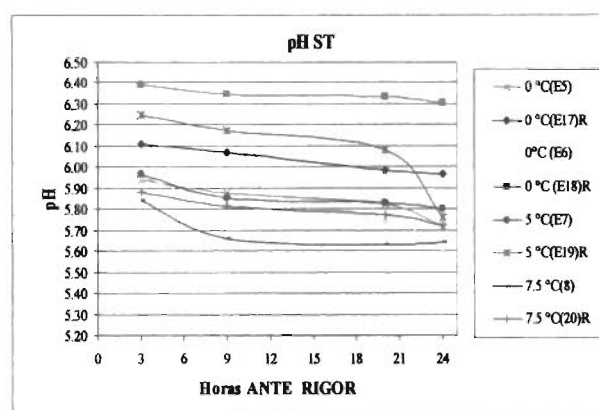


Figura IV.4.1b Evolución del pH a diferentes temperaturas, músculo *Semitendinosus*.



IV.4.3 Músculo LD

En la Figura IV.4.2c se observa la evolución del pH para el músculo *Longissimus dorsi* a diferentes temperaturas. El comportamiento del pH es similar a lo descrito anteriormente para el músculo SM y ST. Sin embargo, se puede observar que el experimento E24 (realizado a 7.5°C) si presentó problemas de PSE, ya que su pH final fue de 5.29, esto indica que a esta temperatura aún se pueden percibir los problemas de PSE. Estadísticamente ($p>0.05$) el factor tipo de músculo, temperatura y la interacción tipo de músculo-temperatura no causaron efecto significativo sobre esta variable.

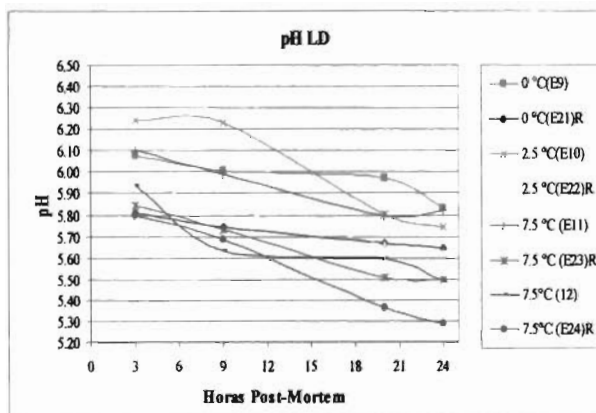


Figura IV.4.1c Evolución del pH a diferentes temperaturas, músculo *Longissimus dorsi*.



IV. 5 Resultados del ANOVA y Regresión múltiple

Las mediciones de las variables de respuesta (ΔE , pérdida de peso y pH) que se observaron en cada experimento se presentan en la Tabla IV.5.1. Estos datos fueron sometidos a un análisis estadístico siguiendo el procedimiento descrito en la sección III.4.4.

Tabla IV.5.1 Variables de respuesta consideradas en este estudio, ** "Outlier", valores no considerados en el análisis estadístico.

| Experimento | Cambio de color (ΔE) | %Pérdida de Peso | pH |
|-------------|--------------------------------|------------------|-----------|
| 1 | 6.77 | 2.31 | 5.69±0.01 |
| 2 | 6.42 | 3.10 | 5.66±0.02 |
| 3 | 14.60 | 2.71 | 5.71±0.01 |
| 4 | 7.71 | 1.74 | 5.99±0.01 |
| 5 | 8.61 | 1.15 | 5.71±0.02 |
| 6 | 13.53 | 1.33 | 5.61±0.01 |
| 7 | 9.55 | 1.61 | 5.80±0.01 |
| 8 | 2.07 | 6.85** | 5.64±0.02 |
| 9 | 10.04 | 1.12 | 5.83±0.01 |
| 10 | 7.76 | 1.61 | 5.74±0.01 |
| 11 | 14.33 | 1.73 | 5.82±0.02 |
| 12 | 6.02 | 5.93** | 5.49±0.01 |
| 13 | 4.33 | 1.98 | 5.82±0.02 |
| 14 | 6.81 | 1.31 | 5.85±0.02 |
| 15 | 10.80 | 1.74 | 5.63±0.02 |
| 16 | 8.08 | 3.65 | 5.63±0.01 |
| 17 | 8.02 | 1.63 | 5.97±0.01 |
| 18 | 5.36 | 1.04 | 6.31±0.01 |
| 19 | 3.22 | 2.02 | 5.76±0.02 |
| 20 | 2.76 | 2.12 | 5.72±0.01 |
| 21 | 6.85 | 2.96 | 5.65±0.01 |
| 22 | 12.72 | 2.46 | 5.63±0.01 |
| 23 | 17.76 | 1.48 | 5.50±0.01 |
| 24 | 17.35 | 1.78 | 5.29±0.02 |

En primer lugar se hizo una depuración de datos buscando detectar la presencia de datos anómalos (outliers) dentro las observaciones. La búsqueda de outliers se llevó a cabo para las 3 variables de respuesta, encontrándose 2 datos outliers en la pérdida de peso, los cuales se han marcado con dos asteriscos en la Tabla IV.5.1. En los datos de cambio de color y pH no se encontraron anomalías.



En la Figura IV.5.1 se presenta una gráfica de probabilidad normal, la cual ayudó a detectar la presencia de datos outlier en la pérdida de peso. En esta gráfica se puede apreciar que los experimentos E8 y E12 se pueden considerar "outliers" debido a su gran distanciamiento con respecto a los otros puntos. El experimento E20, pareciera tener cierta anomalía, sin embargo se decidió considerarlo como no-outlier ya que después de desechar los experimentos E12 y E8, la normalidad de los datos pareció ser muy buena, dando como resultado que el experimento E20 sea un buen dato.

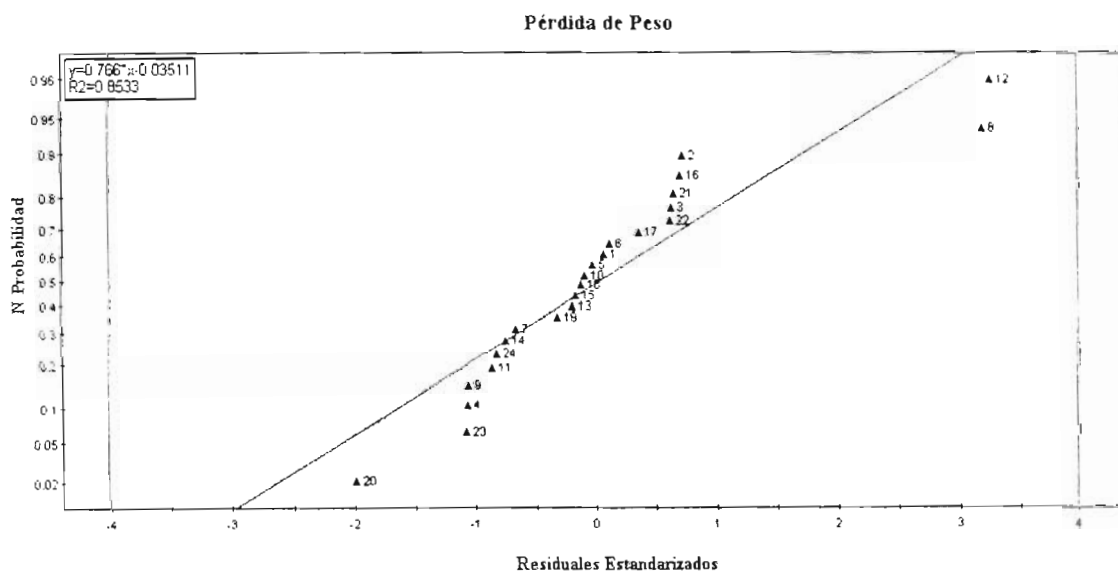


Figura IV.5.1 Gráfica de probabilidad normal para el caso de pérdida de peso. Los experimentos 8 y 12 son "outliers".

En la Tabla IV.5.2 se muestra el análisis de varianza para evaluar el efecto de la temperatura y tipo de músculo sobre las variables de respuesta (pH, cambio de color y pérdida de peso).

Se observa que los factores (Temperatura y Músculo) no causan efecto significativo, tanto en el pH como en la pérdida de peso. Esto se puede concluir debido a la alta probabilidad ($p > 0.05$) encontrada en estas variables (pH y pérdida de peso) de 0.424 y 0.308, respectivamente. Sin embargo se observa que dichos



factores si causaron efecto significativo sobre el cambio de color ya que $p=0.03 < 0.05$.

Tabla IV.5.2 Análisis de varianza para el modelo lineal ($p < 0.05$), para evaluar el efecto de los factores (tipo de músculo y temperatura) sobre las variables de respuesta (pH, cambio de color y pérdida de peso). p = probabilidad.

| <i>Análisis de varianza</i> | | | | | | |
|--------------------------------|-----------|----|----------|-----------|---------|--------------|
| Respuesta | Source | DF | SS | MS | F | $p(t)$ |
| pH $R^2=0.019$ | Regresión | 6 | 0.241659 | 0.0402765 | 1.06702 | 0.424 |
| | Residual | 15 | 0.566202 | 0.0377468 | | |
| | Total | 21 | 0.807861 | 0.0384696 | | |
| Cambio de color $R^2=0.565$ | Regresión | 6 | 260.073 | 43.3455 | 5.545 | 0.003 |
| | Residual | 15 | 117.256 | 7.81704 | | |
| | Total | 21 | 377.328 | 17.968 | | |
| Pérdida de peso $R^2=0.083$ | Regresión | 6 | 3.41461 | 0.569101 | 1.31835 | 0.308 |
| | Residual | 15 | 6.47513 | 0.431675 | | |
| | Total | 21 | 9.88973 | 0.47094 | | |

Para conocer de manera más precisa los parámetros que causaron efecto significativo en el cambio de color, en la Tabla IV.5.3 se muestran los coeficientes de regresión del modelo lineal (Ecuación III.3). Los parámetros que causaron efecto significativo en el cambio de color fueron el tipo de músculo (b_2 ST) y (b_2 LD) $p(t)=0.008$ y 0.002 es decir, menor a 0.05 y la interacción temperatura-músculo ST y temperatura músculo LD $P(t)=0.001$ y 0.004 es decir menor a 0.05 .

Esto indica que estos músculos son más susceptibles a los cambios de color por sí solos y bajo el efecto de la temperatura debido al tipo de fibra muscular que presentan en su composición. Ambos músculos tienen en mayor proporción fibras blancas (Tipo IIB). Por lo tanto, son más susceptibles a los cambios de color y a generar carnes PSE.

Con respecto al coeficiente b_0 se observa que para las tres variables de respuesta (pH, cambio de color y pérdida de peso) el valor es estadísticamente significativo ($p < 0.05$). Dicho valor b_0 representa el valor promedio que tuvieron las variables de respuesta en todos los experimentos realizados.

Tabla IV.5.3 Coeficientes de regresión lineal (ecuación III.3) para evaluar las variables de respuesta de la carne de cerdo post-mortem.

$p(t)$ = Probabilidad t-Student

| Respuesta | b_0 | b_1 | $b_2 SM$ | $b_2 ST$ | $b_2 LD$ | b_3 | $b_4 SM$ | $b_4 ST$ | $b_4 LD$ |
|-----------------|----------------|------------|-----------|-----------------|----------------|-----------|-----------|-----------------|---------------|
| pH | 5.7031 | -0.0581692 | 0.0141717 | 0.0791397 | -0.0933114 | 0.0430131 | 0.0700067 | -0.018862 | -0.0511448 |
| $p(t)$ | 1.78E-19 | 0.268749 | 0.813844 | 0.230359 | 0.143736 | 0.711118 | 0.317426 | 0.805476 | 0.501807 |
| Color | 10.7252 | 0.900051 | -0.467058 | -2.74888 | 3.21594 | -2.3471 | 0.558475 | -4.11017 | 3.5517 |
| $p(t)$ | 7.68E-07 | 0.235872 | 0.59119 | 0.0086547 | 0.0021628 | 0.172857 | 0.574929 | 0.001759 | 0.0046523 |
| Pérdida de peso | 1.91934 | 0.143903 | 0.370676 | -0.280323 | -0.0903532 | 0.0815081 | 0.0784847 | 0.282317 | -0.360802 |
| $p(t)$ | 1.86E-05 | 0.414005 | 0.0835694 | 0.21005 | 0.664992 | 0.835335 | 0.736463 | 0.284714 | 0.171607 |

$$Y = b_0 + b_1T + b_2M + b_3T^2 + b_4TM$$



V.- CONCLUSIONES

Es difícil poder definir el efecto que presentó cada músculo sobre las variables de respuesta debido a la anisotropía de las muestras y a la variabilidad intermuscular e interanimal.

Sin embargo, el análisis de resultados proporcionó las siguientes conclusiones:

1. Las temperaturas de refrigeración evaluadas en este trabajo disminuyen el problema de PSE en la carne de cerdo.
2. El valor promedio del pH, pérdida de peso y cambio de color para todos los experimentos fue de 5.70 ± 0.19 , 1.92 ± 0.69 y 10.72 ± 4.35 respectivamente.
3. El rango de temperaturas evaluadas en este estudio y el tipo de músculo no causaron efecto alguno sobre el pH y la pérdida de peso.
4. El cambio de color sí fue afectado por el tipo de músculo LD y por la interacción tipo de músculo LD-temperatura así como por el tipo de músculo ST y por la interacción tipo de músculo ST-temperatura.
5. Los músculos más susceptibles a sufrir problemas de PSE son el *Longissimus dorsi* y *Semitendinosus*.
6. Aunque la pérdida de peso no fue afectada por ninguno de los factores evaluados ésta es proporcional a la temperatura de incubación.



VI.- REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

B

1. Bailey, A.J & Light, N.D. (1989). *Connective Tissue in Meat and Meat Products*. (Elsevier Appl. Sci. Lond.).
 2. Bendall, J.R & Swatland, H.J. (1988). A review of the relationships of pH with physical aspects of pork quality. *Meat Science*, 24, 85-126.
 3. Byrne, C.E., Troy, D.J & Buckley, D.J. (2000). Postmortem changes in muscle electrical properties of bovine M. Longissimus dorsi and their relationship to meat quality attributes and pH fall. *Meat Science*, 54, 23-24.
-

D

4. Duarte, A. J. O & Alarcón, R. A. D. (2000). El estrés en los animales productores de carne. *Agropecuaria*, 10.
-

E

5. Etherington, D.J & Sims, T.J. (1981). Detection and estimation of collagen. *Journal of the science of Food and Agriculture*, 32, 539-546.
-

F

6. Forrest, J.C. (1979). *Fundamentos de ciencia de la carne*. Acribia, Zaragoza, 364.
-

G

7. Grandin, T. (2000) *Guía para resolver problemas usuales en el manejo de los animales*. Colorado State University, 4.
 8. Grosser, J. (2001). *Theme Minolta France: Mesure de Couleur de Poudres*, 16.
-

H

9. Hamm, R. (1960). Biochemistry of Meat Hydration. *Adv. Food Res*, 10, 355-463.
10. Hammelman, J.E., Bowker, B.C., Grant, A.L., Forrest, J.C., Schincker, A.P & Gerrard, D.E. (2003). Early postmortem electrical stimulation simulates PSE pork development. *Meat Science*, 63, 69-77.



-
11. Hertog-Meischke, D.M.J.A. (1997). The water holding capacity of fresh meat. Tesis para obtener Proefschrift ter Verkrijging van de graad van doctor aan de Universiteit Utrecht, 18-23.
 12. Honikel, K.O., Kim, C.J & Hamm, R. (1986). Sarcomere Shortening of Prerigor Muscles and Its Influence on Drip Loss. *Meat Science*, 16, 267-282.
-

J

13. Joandel, M. S. (1997). Influence du polymorphisme musculaire sur les propriétés gelifiantes des protéines myofibrillaires. These, 173.
 14. Josell, Asa., Seth, G.V & Tornberg, E. (2003). Sensory quality and the incidence of PSE of pork in relation to crossbreed and *RN* phenotype. *Meat Science*. 65, 651-660.
-

K

15. Kauffman, R.G., Eikelenboom, P.G., Van der Wal, P.G., Engel & M. Zaar. (1986). A comparison of methods to estimate water-holding capacity in post-rigor porcine muscle. *Meat Science*, 45, 18- 307
 16. Kaufmann, R.G & Marsh, B.B. (1994). Características de calidad del músculo como alimento. *Ciencia de la carne y de los productos cárnicos*. Price, J.F., Schweigert, B.S. Editorial. Acribia. 317-336.
 17. Kristensen, L & Purslow, P.P. (2001). The effect of ageing on the water-holding capacity of pork: role of cytoskeletal proteins. *Meat Science*. 58, 17-23.
 18. Kühn, K & Glanville R.W. (1980). Molecular Structure and Higher Organization of Different Collagen Types. *In: Biology of Collagen*, Academic Press, London, 1-14.
 19. Kuo, C.C & Chu, C.Y. (2003). Quality characteristics of Chinese sausages made from PSE pork. *Meat Science*, 64, 441-449.
-

L

20. Laborde, D. (1984). These Etude de facteurs de variation du pouvoir de rétention d'eau de la viande de porc. Pour obtenir le titre de Docteur Ingenieur a L' universite de Clermont II. 99.
21. Lawrie, R.A. (1998). *Ciencia de la carne*. Tercera edición. Acribia, Zaragoza, 367.



-
22. Li, C.T & Wick, M. (2001). Improvement of the physiochemical properties of pale soft and exudative (PSE) pork meat products with an extract from mechanically deboned turkey meat (MDTM). *Meat Science* 58, 189-195.
23. Light, N & Champion, A.E. (1984). Characterization of Muscle Epimysium, Perimysium and Endomysium Collagens. *Biochemistry Journal*, 219, 1017-1026.
24. Locker, R.H. (1960). Degree of Muscular Contraction As a Factor in Tenderness of Beef. *Food Research*, 25, 304-307.
-

N

25. Newton, K.G & Gill, C.O. (1978). *Appl. Environ. Microbiol.* 36, 375.
-

O

26. O'Neill, D.J., Lynch, P.B., Troy, K.J., Buckley, D.J & Kerry, J.P. (2003). Influence of the time of year on the incidence of PSE and DFD in Irish pigmeat. *Meat Science*, 64, 105-111.
27. Offer, G., Dnight, P., Jeacocke, R., Almond, R., Cousins, T., Elsey, J., Parsons, N., Sharp, A., Staff, R & Purslow, P. (1989). *Food Microstructure*, 8, 151-170.
28. Ouali, A. (1991). Sensory Quality of Meat As Affected by Muscle Biochemistry and Modern Technologies. *Animal of Biochemistry and the Quality of Meat Production*, 85-105.
29. Ouali, A. (1992). Proteolytic and Physicochemical Mechanisms Involved in Meat Texture Development. *Biochimie*, 74, 251-265.
30. Owen, B.L., Montgomery, J.L., Ramsey, C.B & Miller, M.F. (2000). Preslaughter resting and hot-fat trimming effects on the incidence of pale, soft and exudative (PSE) pork and ham processing characteristics. *Meat Science*. 54. 221-229.
-

P

31. Pearson, A.M & Young, R.B. (1989). *Muscle and Meat Biochemistry*. Food Science and Technology, Academic Press, Inc., San Diego, California, 457.
32. Pearson, A.M. (1994). La función muscular y los cambios post mortem en *Ciencia de la carne y de los productos cárnicos*. Price, J.F., Schweigert, B.S. Editorial. Acribia. 139-173.



-
-
33. Peter, J.B., Barnard, R.J., Edgerton, V.R., Gillespie, C.A & Stempel, K.E. (1972). Metabolic Profiles of Three Fiber Types of Skeletal Muscles in Guinea Pigs and Rabbits. *Biochemistry*, 11, (14), 2627-2633.
-

R

34. Rosenvold, K & Andersen, H.J. (2003). The significance of pre-slaughter stress and diet on colour and colour stability of pork. *Meat Science*. 63, 199-209.
-

S

35. Schilling, M.W., Mink, L.E., Gochenour, P.S., Marriott, C.Z & Alvarado, C.Z. (2003). Utilization of pork collagen for functionality improvement of boneless cured ham manufactured from pale, soft, and exudative pork. *Meat Science*, 65, 547-553.
-

T

36. Torley, P. J., Arcy, R.D., Trout, B & Graham, R. (2000). The effect of ionic strength, polyphosphates type, pH, cooking temperature and preblending on the functional properties of normal and pale, soft, exudative (PSE) pork. *Meat Science*, 55, 451-462.

37. Tornberg, E. (1996). Biophysical Aspects of Meat Tenderness. *Meat Science*, 43, (S), S175-S191.
-

V

38. Van Laack., R.L.J.M., Kauffman, R.G & Polidori, P. (2000). Evaluating Pork Carcasses for Quality. National Swine improvement Federation Annual Meeting, 8.

39. Viljoen, H.F., Kock, H.L & Webb, E.C. (2002). Consumer acceptability of dark, firm and dry (DFD) and normal pH beef steaks. *Meat Science*, 61, 181-185.