

CENTRO DE INVESTIGACIÓN EN ALIMENTACIÓN
Y DESARROLLO A. C

**CAMBIOS DE COLOR Y TEXTURA EN EL MÚSCULO DE COCHITO (*Balistes
polylepis*) DURANTE SU ALMACENAMIENTO EN HIELO A 0°C**

POR

MARTHA AZUCENA PUENTE ZEPEDA

TESIS APROBADA POR LA

**CORDINACIÓN DE TECNOLOGIA DE ALIMENTOS
DE ORIGEN ANIMAL**

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER
EL GRADO DE**

MAESTRÍA EN CIENCIAS

HERMOSILLO, SONORA

DICIEMBRE DEL 2003

APROBACIÓN

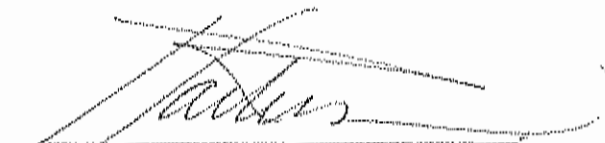
Los miembros del comité designado para revisar la tesis del LB Martha Azucena Puente Zepeda, la han encontrado satisfactoria y recomiendan sea aceptada como requisito parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias, con especialidad en Productos Marinos dentro del programa de Maestría en Ciencias, del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A.C.



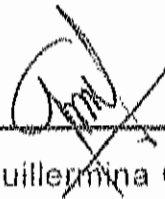
M. en C. María Elena Lugo Sánchez
Director de Tesis



Dra. Etna Aída Peña Ramos



Dr. Ramón Pacheco Aguilar



M en C Guillermina García Sánchez

DECLARACIÓN INSTITUCIONAL

Se permiten y agradecen las citas breves del material contenido en esta tesis sin permiso especial del autor, siempre y cuando se dé el crédito correspondiente. Para la reproducción parcial o total de la tesis con fines académicos, se deberá contar con la autorización escrita del director del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A.C. (CIAD, A.C.).

La publicación en comunicaciones científicas o de divulgación popular de los datos contenidos en esta tesis, deberá dar los créditos a CIAD, A.C., previa aprobación escrita del manuscrito en cuestión, del director de la tesis.

Dr. Alfonso Gardea
Director general

DEDICATORIA

***A DIOS, A JESUS CRISTO Y AL ESPIRITU SANTO,**
por haberme guiado hasta el final. Por poner a mi alcance a personas
que me brindaron su amistad incondicional, porque ellos fueron
quienes me mantuvieron y acompañaron hasta el final de este camino.*

***A MI MADRE.** Dedicado con todo mi corazón y todo el
amor que en él pueda existir. Por todo el amor y admiración
que ella merece. Por haber dado su vida para mi bien estar y
superación profesional. Muchas gracias por todo su amor, su
apoyo, su cariño y por todo lo que a aportado a mi vida.
Siempre estará presente en mi corazón.*

***A MIS HERMANOS.** Para ustedes que me han brindado
su cariño y confianza, y sobretodo por el apoyo que me han
brindado durante toda mi preparación profesional y personal.
Los quiero mucho.*

***A MIS SOBRINOS:** Por toda la felicidad y alegría que
implica que estén a mi lado. **A Beny** por haber brindarme
todo su apoyo incondicional.*

*En memoria de:
Ángel Zepeda Borbón*

AGRADECIMIENTOS

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT)** por apoyarme en la realización de mis estudios de posgrado.

Al **Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A.C.** por haberme permitido alcanzar una meta más dentro de mi formación personal y profesional, en especial a la **Cordinación de Tecnología de Alimentos de Origen Animal** por proporcionarme su apoyo incondicional.

A la **M. en C. Maria Elena Lugo Sánchez** por brindarme la oportunidad de trabajar a su lado y por haber depositado su confianza en mí durante la realización de este trabajo. Gracias por todos sus consejos, y sobre todo por su paciencia!!!. Todo lo que haya aportado durante mi preparación profesional, es sin duda un impulso en mi superación personal. Mi más sincero reconocimiento y agradecimiento.

Al **Dr. Ramón Pacheco Aguilar**, a la **Dra. Aída Peña** y a la, **M. en C. Guillermina García Sánchez** por ser parte de mi comité de tesis. Gracias por enriquecer este trabajo con sus consejos y sugerencias. También por su paciencia y dedicación durante el periodo de revisión.

Al **M en C Enrique Márquez Ríos** y al **Dr. Víctor Ocaño Higuera**, por todos sus consejos y por la ayuda brindada durante la fase experimental. Muchas gracias por todo, por hacerme pasar momentos felices aún en aquellas etapas TAN difíciles. Su apoyo emocional, académico, económico, físico (por la ayuda en el laboratorio!!!!) y moral me fueron de gran ayuda para sobrevivir en este "mundo". Gracias por todo.

A **Faly** por brindarme su amistad y confianza. Por brindarme su apoyo ante las etapas difíciles que pase durante mi estancia. A **Don Héctor** por su apoyo durante el presente trabajo de investigación.

A la **M. en C. Gisela Carvallo**, por todo su apoyo incondicional durante la fase experimental. Gracias por el tiempo y la disponibilidad brindada durante esta fase y durante mi estancia dentro del área de productos pesqueros. Es sin duda una de las personas a las que más agradezco su ayuda. Gracias.

Al **Q. B. Francisco Vázquez** por su asesoría brindada en parte de la fase experimental. También agradezco a los **M en C Humberto González y Felix Medina**, por su valiosa asesoría durante el análisis estadístico. Muchas gracias por todos sus comentarios.

A la familia **Márquez Ríos**, por todo el apoyo brindado durante el período de muestreo.

Al Area de carnes integrado por la **Dra. Natalia González**, y su equipo humano: **M. en C. Libertad Zamorano**, **M. en C. Humberto González**, al **Técnico Germán Cumplido** y al **M. en C. Martín Valenzuela** por ayudarme y facilitarme reactivos y equipo durante la realización en parte del estudio experimental.

Al Depto. de Tecnología de Cereales: **Dra. Alma Rosa Islas**, **Q. B. María del Carmen Granados** por su asesoría y prestación de equipo durante la determinaciones de TPA.

Al Depto. de Proximal: **M en C María Isabel Grijalva Haro** por las facilidades otorgadas para la realización de microkedhal. Y a la **Q. B. Erika Javier Saiz** por todos los conocimientos portados durante esta fase experimental, gracias por todo.

Al Depto. de Fisiología vegetal, al **Dr. Miguel Angel Téllez** y a la **M en C. Olivia Briseño**. Por facilitarme el uso del Colorímetro, así como por la asesoría brindada para su utilización durante las determinaciones de color.

A Coordinación de Docencia: **Dra. Ana María Calderón**, **Norma Lucia Ferrer B.**, **Héctor Galindo** y **Ana Isabel**, por toda su ayuda durante mi estancia en la maestría.

Al **Centro de Computo** en especial a **Andrés Beltrán y Martín Peralta** por su ayuda y disponibilidad ante cualquier duda o problema a cuestiones relacionadas a la computación.

A los Bibliotecarios del CIAD, A.C. **Q. B. Luis Francisco Conde Ortiz, L. B. Magdalena Vallejo Sánchez y Q. B. Fernando Alejo Leyva Livshin**, por su invaluable ayuda.

A los Guardías y Veladores del Centro de Investigación en Alimentos y Desarrollo, A.C. **Don Lino, Ríos, Don Toño, Quintana, Cuate y Don Román** por su excelente disposición y por facilitarme todo a cualquier hora.

A **mis Maestros y Compañeros** del programa de maestría, especialmente a **Vero y Alfonso**. Mis más sinceros agradecimientos porque siempre estuvieron presentes durante mi estancia aquí y durante el desarrollo de tesis brindándome su amistad y apoyo incondicional.

En general, agradezco **al personal de productos pesqueros**, que de una forma u otra hicieron posible la realización del presente trabajo de investigación. Gracias a todos y cada uno de ustedes.

Agradezco infinitamente a todas aquellas personas que de alguna u otra manera aportaron su ayuda durante la realización de este trabajo. En especial agradezco a **Sayda, Cinthya y Erika**. Su ayuda me permitió salir adelante, muchas gracias por su amistad y confianza.

GRACIAS !!!

CONTENIDO

	PAGINA
ÍNDICE DE CUADROS	iv
ÍNDICE DE FIGURAS	v
RESUMEN	vii
INTRODUCCIÓN	1
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	3
Producción Pesquera en Sonora	3
Cochito (<i>Balistes polylepis</i>): Características Generales e Importancia Comercial	4
Músculo de Pescado	6
Composición proximal	6
Composición proteica	8
Funcionalidad de las Proteínas del Músculo de Pescado	10
Capacidad de retención de agua (CRA)	14
Solubilidad y extracción de las proteínas	16
Capacidad de gelificación térmica de las proteínas	17
Factores que Afectan la Funcionalidad del Músculo de Pescado	18
Formas de evaluar los cambios de textura y funcionalidad proteica	20
Métodos químicos	20

Métodos analíticos	22
Color del Músculo de Pescado	24
Pigmentos del músculo de pescado	24
Carotenoides	24
Hemoproteínas	28
Formas de evaluar color	32
Métodos químicos	32
Métodos analíticos	34
MATERIALES Y MÉTODOS	38
Materia prima	38
Extracción y cuantificación de astaxantinas	40
Inspección directa visual de color	41
Sistema de colorimetría de triestímulo	41
pH	41
Pruebas de esfuerzo al corte	43
Capacidad de retención de agua (CRA)	43
Capacidad de gelificación térmica	45
Preparación de sol	45
Análisis de perfil de textura (TPA)	45
Actividad proteolítica en el sol	46
Capacidad de extracción proteica	46

Análisis electroforético	49
Extracción de proteínas	49
Preparación de muestra	49
Condiciones de corrida	49
Análisis estadístico	50
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	51
Extracción y cuantificación de astaxantinas	51
Inspección visual directa y colorimetría de triestímulo	53
Pruebas de esfuerzo al corte	59
pH y CRA	60
TPA y actividad proteolítica	64
Capacidad de extracción proteica	68
Análisis electroforético	71
CONCLUSIÓN Y RECOMENDACIONES	74
BIBLIOGRAFÍA	75

INDICE DE CUADROS

No	Titulo	Pág.
1	Producción de especies de escama en Sonora 1999-2000 (Toneladas en peso vivo).	7
2	Composición proximal del músculo de cochito (<i>Balistes polylepis</i>) y su rendimiento muscular.	9
3	Propiedades funcionales de las proteínas en los alimentos.	12
4	Análisis dimensional del análisis general de textura de alimentos.	26
5	Concentración de astaxantinas en músculo de cochito	52

INDICE DE FIGURAS

No	Titulo	Pág.
1	Fotografía de cochito (<i>Balistes polylepis</i>)	5
2	Curva típica de un análisis de perfil de textura (TPA)	25
3	Estructura química básica de algunos carotenoides	29
4	Representación esquemática de los diferentes estados químicos de la Mioglobina	31
5	Espectro de luz visible de los colores primarios	36
6	Esquema de manejo y procesamiento de la muestra	39
7	Representación esquemática de las distintas zonas de muestreo de $L^* a^* b^*$	42
8	Diagrama de flujo para realizar las pruebas de esfuerzo al corte	44
9	Proceso de extracción de las diferentes fracciones proteicas del músculo	48
10	Cambios de color en filete de cochito (<i>Balistes polylepis</i>) durante su almacenamiento	54
11	Cambios en las variables de $L^* a^* b^*$ de la zona roja del filete de cochito	56
12	Cambios en las variables de $L^* a^* b^*$ de la zona rosácea del filete de cochito	57
13	Cambios en las variables de $L^* a^* b^*$ de la zona de decoloración del filete de cochito	58
14	Cambios de textura del músculo de cochito durante su almacenamiento a (0 °C).	61
15	Cambios de pH y CRA en el músculo de cochito durante su almacenamiento en hielo (0°C).	63

16	Propiedades funcionales de los geles elaborados a partir de filete de cochito	65
17	Actividad proteolítica manifestada en el sol elaborado a partir de músculo de cochito almacenado en hielo (0°C).	67
18	Comportamiento de la fracción proteica del músculo de cochito durante su almacenamiento.	70
19	Perfil electroforético en SDS-PAGE y en condiciones desnaturizantes de la fracción proteica solubilizada en solución salina.	72

RESUMEN

En el presente trabajo se evaluaron los cambios de color y textura en filetes de cochito almacenados en hielo a 0°C por 20 días. Mediante la incorporación directa visual se observó el desarrollo de tonalidades café-verdosas partir del día 5 y cuya intensidad aumentó conforme avanzó el período de almacenamiento. La colorimetría de triestímulo detectó cambios significativos ($p < 0.05$) en los parámetros de L^* , a^* , y b^* , durante el período de almacenamiento. Se detectó astaxantina solo en el 4% de los filetes analizados y en concentraciones mínimas, por tanto no existe relación entre la degradación de este compuesto y los cambios de color visualizados de los mismos. La textura del filete, CRA y pH no variaron significativamente ($p > 0.05$). La fracción sarcoplásmica y miofibrilar tienden a disminuir significativamente ($p < 0.05$). Por su parte, el contenido de nitrógeno no proteico y la fracción soluble en álcali aumentaron significativamente ($p < 0.05$), mientras que la fracción estromal mostró ligeras variaciones no significativas ($p > 0.05$). Se registró una baja actividad proteolítica no significativa ($p > 0.05$). En el APT de los geles no se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$) en la fracturabilidad, dureza, elasticidad y cohesividad. El perfil electroforético manifestó una agregación proteica miofibrilar durante todo el almacenamiento. Mediante este estudio se demostró que los parámetros relacionados con la textura y funcionalidad de filete de cochito no presentaron un impacto adverso. Este aspecto constituye una importante posibilidad para promover la utilización de cochito, como consumo en fresco enhielado, o como una alternativa de materia prima dentro de la tecnología de productos pesqueros. Sin embargo el color del filete se ve afectado de manera impactante durante el almacenamiento en hielo, lo cual reduce su calidad comercial, por lo que es recomendable cambiar el tipo de almacenamiento de la muestra de filete a otra presentación, por ejemplo de manera entero para mantener su tonalidad por un período de almacenamiento más prolongado.

INTRODUCCIÓN

En los últimos años, en nuestro país ha surgido la necesidad de contar con nuevas estrategias que garanticen la producción de alimentos y una adecuada disponibilidad y consumo para las familias. Una de las principales estrategias es la inclusión de productos pesqueros dentro de la dieta, debido a su bajo costo y a su calidad de proteínas y por las ventajas que ofrece en la salud que han sido relacionadas con la reducción de enfermedades cardiovasculares.

La cantidad total de pescado consumido y la composición por especie varía según las regiones y países, reflejando los distintos niveles de disponibilidad natural del recurso acuático. En el estado de Sonora una especie que actualmente es considerada como una de las más abundantes y de gran importancia económica comercial es el cochito (*Sardinops sagax*) (Cruz et al., 2002).

En el año 2001 se colocaron 300 toneladas de filete de cochito en el mercado nacional y 100 toneladas en el mercado estadounidense. Lo atractivo de esta especie de pescadura es la demanda que posee en el mercado, ya que es un recurso abundante porque su explotación comercial recién inicia, lo que permite el abastecimiento continuo en el país (Sernap, 2001). Localmente, el cochito es ampliamente aceptado por el consumidor debido a que en los primeros días post-captura posee un músculo blanco, de textura firme y buen sabor, considerándose como una especie de buena calidad.

El término de calidad de pescado y calidad de los productos pesqueros son sinónimos de frescura, misma que disminuye durante el almacenamiento,

recluyendo con ello su calidad comercial, así como sus características físicas (textura y color) (Ejira y Uchiyarrn, 1987; Haard, 1992; Liroclm y col., 1996; Shenouda, 1990). La intensidad en que el músculo pierde estas características sensoriales varía según la especie, y del tamaño y tipo de almacenamiento.

Al igual que la mayoría de las especies, el cochito puede sufrir cambios adversos en la textura y color de su músculo durante el almacenamiento. De antemano se sabe que, estas características del músculo de las especies marinas, varían dependiendo de factores intrínsecos a la misma, como son los hábitos alimenticios, composición muscular, condiciones fisiológicas y forma de vida del pez (Dias, 1994; Sikorski y col., 1990; Vmoz y col., 1989), y durante el almacenamiento. Además diversos estudios han demostrado que los diferentes procesos bioquímicos posteriores que se desarrollan en el músculo de la especie también influyen en la pérdida de la calidad del mismo (Ehira y Uchiyarn:, 1987).

A pesar de la gran importancia que reviste el estudio sobre los cambios de textura y color en el músculo de El pescmlo durante su almacenamiento en hielo, hasta la fecha no se ha documentado el comportamiento del músculo de cochito. Por tal motivo, el presente trabajo tiene como objetivo determinar los principales parámetros relacionados con los cambios de color y textura en filetes del músculo de cochito almacenado en hielo a 0°C.

REVISIÓN BIBLIOGRAFICA

Producción Pesquera en Sonora

El Golfo de California, también conocido como el Mar de Cortéz, es una de las regiones del mundo más ricas en especies marinas. Cuenta con más de 800 especies diferentes, de las cuales el 15% habitan en aguas profundas y el resto se puede encontrar en la plataforma continental. De estas 800 especies 70 son capturadas y procesadas en el Estado de Sonora (<http://3w.sonora.org.mx/espanol/facts/fishing.phpgares>).

La flota pesquera de Sonora esta distribuida en toda la línea costera del estado (1, 207 Km) y se constituye por aproximadamente 4,500 embarcaciones. La captura sonorenses genera 350, 000 toneladas métricas de volumen de producción y llega a representar el 75% de la captura total nacional (<http://3w.sonora.org.mx/espanol/facts/fishing.phpgares>).

En los últimos años, Sonora ha manifestado una importante fluctuación en su captura pesquera. Las especies consideradas con mas alto volumen son: sardina, camarón, chano, calamar, tiburón, almeja, cangrejo, ostiones y caracoles marinos. Haciendo énfasis en la pesquería de sardina y camarón, en el periodo de 1995-1999 se logró incrementar en un 38.9% la producción pesquera. Al finalizar el periodo de 1999 se registró un segundo aumento (14.9%) generado por la pesca de sardina, mientras que la pesca de camarón disminuyó ocasionando un descenso en el volumen total de captura (SEMARNAP, 2000). Dos de los principales factores que ocasionaron esta caída fueron la difusa información sobre el cólera y la falta de inversión del sector pesquero (García, 1996).

Otra de las causas de las bajas cifras de producción pesquera del estado fue el interés del sector pesquero por explotar solamente especies consideradas de alto valor comercial (camarón, pulpa de jaiba y abulón), y por generar más ganancias que otras especies. Lo anterior establece la necesidad de promover el consumo y comercialización de especies desaprovechadas como corvina, sierra, cabrilla y el cochito; ya que éstas han logrado un importante ascenso (más del 5%) en la industria pesquera (Ocaño, 1997; SEMARNAP, 2000).

Cochito (*Ballistes polylepis*): Características Generales e Importancia Comercial

El cochito se distingue por sus dientes muescados, sus escamas finas y la coloración café-olivo a gris azulado de su piel con puntos difusos de color azul sobre la nuca y cerca de la parte espinosa de la aleta dorsal. Presenta ocho dientes en cada mandíbula, su aleta dorsal y anal están elevadas en sus partes anteriores. La aleta caudal es lunada, mientras que sus aletas pectorales son cortas y redondeadas. Presenta una línea lateral arqueada en su parte posterior y una boca pequeña y terminal. Su longitud máxima es de 80 centímetros (Figura 1). Se distribuye desde el norte de California hasta Chile incluyendo el Golfo de California; en Baja California Sur se localiza en: Bahía Magdalena, Todos Santos, Isla Espíritu Santo, Bahía de La Paz, El Juncalito y Bahía Concepción (Human, 1993).

La especie habita en fondos rocosos y arenosos. Los adultos se agregan sobre áreas rocosas durante el día y se dispersan en la noche. Su alimentación se basa en moluscos, erizos y crustáceos; en áreas arenosas se alimenta de gusanos poliquetos y otros organismos, los cuales son descubiertos por los soplos que realizan sobre la arena. Su época de reproducción es durante los

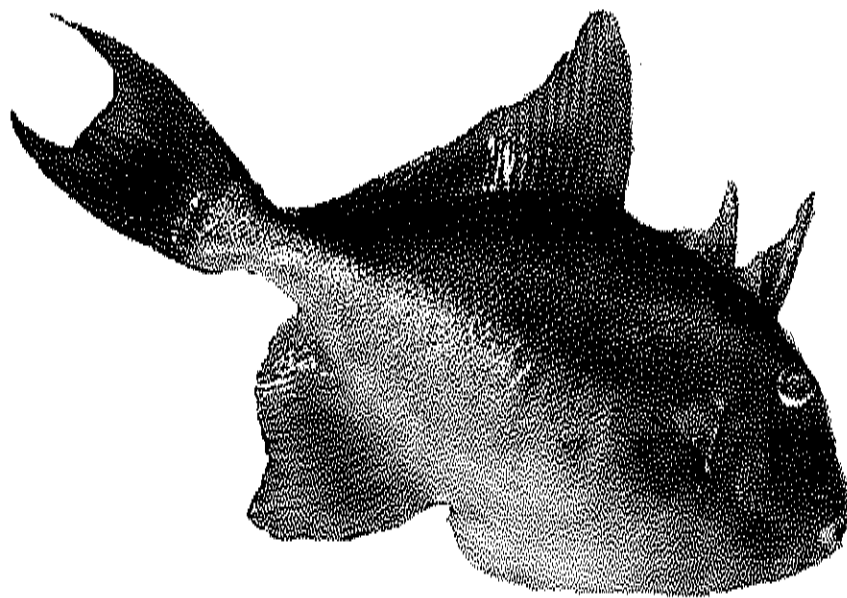


Figura 1. Cochito (*Balistes polylepis*), capturado en Bahía de Kino Sonora México, CIAD, 2002.

meses de julio y agosto, depositando sus huevecillos en nidos que son atendidos por las hembras (Human, 1993).

Esta especie de escama genera importantes volúmenes de captura en la pesca sonorenses (Cuadro 1), entre el año 1999 y 2000 alcanzó aproximadamente el 12.6% del total de la captura estatal logrando colocarse entre las primeras cuatro especies de mayor volumen en la pesca regional. Es una especie muy abundante y se puede encontrar todo el año, principalmente en el Golfo de California. Debido a su músculo blanco y de buen sabor esta especie se ha colocado con gran aceptación, siendo su principal mercado en el Noroeste de México (Pacheco y col., 2003).

La mayor parte de su captura se comercializa en el mercado local como pescado fresco y recientemente una pequeña parte se ha distribuido para exportación como pescado congelado (Náutico, 2000). La demanda por pescado fresco y por productos marinos se ha incrementado recientemente en México y en el ámbito mundial, por este motivo ha surgido el interés en la captura y utilización de especies subutilizadas del Golfo de California, siendo el cochito una de ellas.

Músculo de Pescado

Composición proximal

La composición proximal de cualquier tipo de músculo incluye agua, proteína, lípidos, y sustancias nitrogenadas no proteicas. Esta composición varía de acuerdo con la especie, la estación del año, el grado de madurez y

Cuadro 1. Producción de especies de escama en Sonora 1999-2000 (toneladas en peso vivo)

ESPECIE/AÑO	1999	2000
Corvina	3 476	2 850
Sierra	3 123	2 499
Otras	3 754	1 725
Chano	2 476	1 641
Acuícolas	1 751	1 560
Cochito	1 697	1 218
TOTAL	14 580	9 933

Fuente: SAGARPA. Delegación estatal en Sonora.
Subdelegación de Pesca. 2000.

otros factores (Potter, 1978). Generalmente, en pescado estos componentes se distribuyen de la siguiente manera: 75% de agua, 20% de proteína, 3% de lípidos y 2% de sustancias nitrogenadas no proteicas (Morrissey, 1987).

Sin embargo el % de lípido y proteína varía de acuerdo a la especie; y en base al contenido de lípidos en el músculo las especies se consideran como magras o grasas. Los valores establecen que especies con menos del 5 % de lípidos en su músculo son consideradas como magras, y mayor a este porcentaje son consideradas como grasas (Cheftel y Cheftel, 1976). Como se observa en el Cuadro 2, la composición proximal del cochito es similar a la de muchas especies y gracias a su alto porcentaje de proteínas y bajo porcentaje de lípidos se considera al mismo como una especie magra (Pacheco y col., 2003).

Composición proteica

De acuerdo a su distribución en el músculo, las proteínas se clasifican en extracelulares (ligamentos, tendones, tabiques aponeuróticos, y membranas epi, peri y endomíscas, siendo las más abundantes el colágeno, elastina y reticulina) e intracelulares (miofibrilares, sarcoplásmicas y las reguladoras del sistema contráctil) (Flores y Bermell, 1984). Sin embargo, la clasificación más generalizada de las proteínas se basa en su solubilidad en soluciones acuosas (Morrissey y col., 1987). Dentro de esta clasificación se han distinguido tres tipos de proteínas:

- Proteínas sarcoplásmicas (enzimas glucolíticas, mioglobulina, etc.): 25 a 30%

Cuadro 2. Composición proximal del músculo de cochito (*Balistes polylepis*) y su rendimiento muscular.

Componentes (%)	Media
Humedad ^a	78.6 ± 0.3
Grasa ^a	0.8 ± 0.0
Proteína ^a	20.3 ± 0.1
Ceniza ^a	0.7 ± 0.0
Nitrógeno no proteico ^a	3.1 ± 0.1
Rendimiento del músculo ^b	27.4 ± 2.0

^a n = 6; ^b n= 40.

Fuente: Pacheco y col., 2003

- Proteínas del tejido conjuntivo (colágeno, elastina, etc.): 3 a 10%
- Proteínas miofibrilares (de las cuales, 54% miosina y 27% actina): 65 a 75%

Las proteínas sarcoplásmicas comúnmente se dividen en cuatro grupos: nucleares, mitocondriales, microsomales y citoplasmáticas. Son proteínas solubles en agua y soluciones poco salinas, es decir soluciones con fuerzas iónicas menores de 0.1 a pH neutros (Morrissey y col., 1987).

Las proteínas del tejido conjuntivo (colágeno y elastina), son proteínas insolubles en soluciones acuosas y son las menos abundantes en el músculo de pescado, ya que solamente representan del 10 al 15% del total de las proteínas musculares (Cheftel y Cheftel, 1976).

Las proteínas miofibrilares son las más abundantes, representando del 65 al 75% de las proteínas totales. Estas son solubles en soluciones salinas de alta fuerza iónica pero insolubles en agua o soluciones salinas diluidas. Dentro de estas proteínas se encuentran la miosina, actina, tropomiosina entre otras (Morrissey y col., 1987).

Funcionalidad de las Proteínas del Músculo de Pescado

Los factores que confieren a los alimentos la habilidad de interactuar con otros componentes y los cambios que estos proporcionan durante el procesamiento de alimentos se conocen como propiedades funcionales (Morrissey y col., 1987). Las proteínas, de un sistema alimenticio desempeñan un papel importante en tecnología de alimentos, tanto en los procesos de

fabricación como en los atributos de calidad del producto final, ya que son capaces de proporcionar diversas características como puede observarse en el Cuadro 3 (Cañez, 1997).

En la tecnología de productos pesqueros, la utilización de especies marinas como materia prima se basa principalmente en la composición proteica del músculo de la especie en cuestión. Estas pueden ser clasificadas como especies con músculo de buena o mala calidad y su clasificación se basa en el contenido proteico muscular. Las especies magras son consideradas las de mejor calidad, por poseer un bajo porcentaje de grasa en su músculo a diferencia de las especies grasas, las cuales poseen un menor contenido de proteínas. Tecnológicamente hablando, cabe mencionar que no todas las proteínas de pescado son de interés.

En la elaboración de surimi, por ejemplo, las proteínas sarcoplásmicas no son deseables ya que estas reducen la calidad del producto. Generalmente para este proceso se requiere de un músculo blanco, con poco contenido de pigmentos, y con buena habilidad de formar un gel. Un exceso contenido de pigmentos puede interferir en la formación del gel, ya que reduce la habilidad de interaccionar entre proteínas miofibrilares, y con los demás componentes del medio durante este proceso. Para evitar ésta interferencia se requiere removerlas con agua y esto favorece la obtención de un producto de mejor calidad, porque al remover los pigmentos se gana funcionalidad de las proteínas miofibrilares a su vez blancura del producto (Pacheco, 1986; Pavlisko y Coppes, 1999).

De manera similar que las proteínas sarcoplásmicas, el uso de las proteínas del tejido conjuntivo en la industria tecnológica pesquera es muy

Cuadro 3. Propiedades funcionales de las proteínas en los alimentos.

Función	Aplicación	Tipo de proteína
Solubilidad	Bebidas, alimentos líquidos y húmedos	Proteínas del suero y de soya
Viscosidad	Sopas, salsas; aderezos para ensaladas	Varias proteínas
Ligamiento de agua	Productos pesqueros y cárnicos, buen horneado, yoghurt	Proteínas de pescado, carne, leche, huevo y soya
Gelificación	Productos pesqueros y cárnicos, productos con un buen horneado, postres tipo gelatina	Proteínas de pescado, carne, leche, huevo y soya
Cohesión/adhesión	Productos pesqueros, embutidos, pasta y para un buen horneado	Proteínas de pescado, carne, huevo, y proteínas del suero
Emulsificación	Salchichas, aderezos para ensalada, salsas y mejorar el horneado	Proteínas de pescado, carne, leche, huevo y soya
Formación de espuma/ batido	Confitería, horneado y postres congelados	Proteínas del huevo, leche y soya

Fuente: Adaptación de Glese (1995).

restringido. Un músculo con alto contenido de colágeno tiene la desventaja de perder rápidamente su integridad durante el almacenamiento, causado por la degradación de esta proteína. Lo anterior ocasiona que el músculo pierda o reduzca su funcionalidad (Sato y col., 1997). Además, estas influyen negativamente en la estabilidad de las emulsiones. Sin embargo, el colágeno en forma de pequeñas partículas ayuda a la estabilización de emulsiones, probablemente se deba a que aumenta su viscosidad. Lo anterior se origina cuando el colágeno se desnaturaliza y forma un entrecruzamiento con el complejo actinmiosina coagulado. Esto disminuye la pérdida de agua y favorece la cohesión de las partículas del sistema emulsificante (Flores y Bermell, 1988).

A diferencia de las proteínas sarcoplásmicas y del tejido conjuntivo, dentro de la tecnología de productos pesqueros las proteínas miofibrilares son las más importantes. Dentro de estas proteínas la miosina es la de mayor interés. Su importancia radica en el hecho de ser la más abundante, por su composición estructural y al tipo y acomodo de sus aminoácidos (Tanabe y Saeki, 2001).

La molécula de miosina tiene un peso molecular de $\approx 521,000$. Su estructura molecular consiste de largas cadenas polipéptidicas en configuración α -helicoidal. De las cuales dos son cadenas pesadas conocidas como meromiosina pesada (HMM) de $\approx 350,000$ y cuatro son cadenas ligeras (meromiosina ligera) (LMM) de $\approx 150,000$, dichas cadenas tienen una asociación no covalente y se encuentran adaptadas dentro de una molécula asimétrica con dos cabezas globulares en su extremo final (Visessanguan y An, 2000). La fracción HMM tiene dos subunidades denominadas HMM S-1 (fracción globular soluble en agua) y HMM S-2 (fracción helicoidal insoluble en agua) (Flores y Bermell, 1984).

Las propiedades funcionales de las proteínas miofibrilares del músculo de pescado proporcionan al alimento características únicas. La miosína, debido a las dos fracciones que posee, tiene la habilidad de interactuar con agua y al mismo tiempo con aceite, lo que le confiere una alta capacidad emulsificante y gelificante (Tanabe y Saeki, 2001). Sin embargo, la calidad del producto final depende de la calidad de la proteína inicial en el músculo de pescado, es decir si esta proteína está o no está desnaturalizada al momento de ser utilizada (Cortes, 2000).

La funcionalidad de las proteínas puede disminuir durante el almacenamiento del músculo de pescado, cuando este no es almacenado adecuadamente. Un mal manejo del pescado genera cambios estructurales en su músculo, lo que reduce la calidad proteica y por lo tanto las propiedades funcionales que estas proporcionan al mismo (Cañez, 1997; Colmenero y Borderías, 1983; Tanabe y Saeki, 2001).

Capacidad de retención de agua (CRA)

La capacidad de retención de agua es una propiedad de las proteínas del músculo, principalmente de las miofibrilares. Normalmente se refiere a la capacidad de las proteínas de ligar agua después de pasar por varias etapas de procesamiento, donde, la CRA indica el agua retenida por una proteína después de aplicar presión (Borderías y Montero, 1988). La CRA de una proteína depende de los aminoácidos hidrófilos presentes, los cuales son responsables de formar los puentes de hidrógeno entre las proteínas y el agua. Otros factores importantes son el pH, las sales y lípidos presentes del medio (Reddy y Srikar, 1991).

En la industria pesquera la capacidad de retención de agua es una propiedad de importancia en la calidad del músculo de pescado, tanto para consumo directo como para uso tecnológico. Todos los procedimientos tecnológicos de fabricación de productos elaborados con pescado están influenciados por la CRA del músculo (Flores y Bermell, 1984; Reddy y Srikar, 1991). Sin embargo, durante el almacenamiento del pescado esta propiedad puede verse afectada. A temperaturas de almacenamiento arriba o bajo 0 °C; el músculo pierde su integridad y su capacidad de retención de agua. Algunos estudios mencionan que los cambios de CRA se incrementan entre más alejada de 0 °C esté la temperatura de almacenamiento empleada, ya sea a temperatura de congelación (<0 °C) o de refrigeración (>0 °C) (Reddy y Srikar, 1991; Yun-Er y Chau-Jen, 1998).

Normalmente los cambios en la CRA son un reflejo de los cambios de las proteínas del músculo, en cuanto a su carga y estructura (Gómez y col., 1997), por lo que el agua liberada o perdida se debe al grado de desnaturalización proteica causado por una deshidratación superficial, formación de cristales de hielo y ruptura de células. Todos los factores que afectan a las proteínas influyen sobre esta pérdida, entre ellos se pueden mencionar los cambios posmortem (Flores y Bermell, 1984), aquí el pH juega un papel muy importante. A pH ácidos, cerca del punto isoeléctrico de las proteínas, genera una precipitación de las mismas y su subsecuente agregación (Pacheco y col., 1989). Así, la proteína reduce su capacidad de ligar agua debido a los cambios estructurales que sufre al agregarse (Ofstad y col., 1996).

Solubilidad y Extracción de las proteínas

Las propiedades tecnológicas funcionales de las proteínas, principalmente las miofibrilares, están íntimamente relacionadas con su capacidad de solubilidad y extracción. Ambas dependen de la fuerza iónica empleada; esta última refleja el estado químico de las proteínas, principalmente de la miosina (Tanabe y Saeki, 2001). Al realizar pruebas de este tipo en músculo de pescado se recomienda usar una solución de fuerza iónica alta para solubilizar y extraer la mayor cantidad de proteínas, sin embargo en algunas especies, como el bacalao, se han empleado soluciones de baja fuerza iónica logrando cuantificar una buena cantidad de estas proteínas (Dagher y col., 2000).

En este tipo de pruebas es muy importante considerar que al emplear una solución de fuerza iónica muy elevada la proteína tiende a desnaturalizarse completamente, perdiendo de esta manera su capacidad de solubilizar; por lo tanto su porcentaje de extracción será muy bajo y sus propiedades funcionales mínimas o ausentes (Sarma y col., 2000; Sikorski, 2001).

Además de la fuerza iónica, los cambios en la fracción proteica durante el almacenamiento influyen en la solubilidad de las proteínas, misma que tiende a disminuir reduciendo las propiedades funcionales de las proteínas del músculo (Ramírez y col., 2000⁵; Sikorski, 2001). Esto ha sido utilizado como una medida de la calidad del músculo durante su almacenamiento, principalmente a temperaturas de congelación. Sin embargo, estas pruebas también se han empleado en músculos almacenados a temperaturas de refrigeración (0-5 °C), como en las especies Merluza del Pacífico (Pacific whiting) y Pargo (Threadfin bream) (Benjakul y col., 1997; Yongswawatdigui y park, 2002).

Capacidad de gelificación térmica de las proteínas

Un gel se puede definir como un sistema semi-sólido de alta viscosidad, que se forma como consecuencia de la asociación de cadenas de polímeros dispersos en solución, dando lugar a una red tridimensional que inmoviliza el agua del sistema e impide su flujo cuando se aplica una fuerza externa (presión, centrifugación, etc.) (Flores y Bermell, 1986).

Lo anterior es resultado del equilibrio entre interacciones proteína-proteína, proteína-solvente, y fuerzas de atracción y repulsión entre cadenas polipeptídicas próximas (Borderías y Montero, 1988). De esta manera se tiene que la fuerza y estabilidad de un gel depende del tipo de enlaces formados entre las proteínas y de estas interacciones. Entre las fuerzas de atracción se encuentran las interacciones hidrófobas, electrostáticas, puentes de hidrógeno y/o puentes disulfuro, mientras que en las que tienden a separar o repeler las cadenas polipeptídicas se encuentran las repulsiones electrostáticas y las interacciones agua-proteína. Por ello es importante mantener un control de la temperatura y pH del sistema, así como del tipo y concentración de las sales utilizadas, ya que estos factores afectan el grado de unión de las proteínas, al modificar la estructura cuaternaria o la distribución de cargas en la molécula de polímeros, alterando la naturaleza y estructura del gel (Flores y Bermell, 1986).

La gelificación de proteínas es ampliamente utilizada en la elaboración de análogos de productos de origen marino. La habilidad de formar un gel durante el calentamiento es una propiedad funcional importante de la miosina del músculo de pescado. La estructura molecular que posee le da la habilidad de interactuar al mismo tiempo con agua y con aceite, lo que le proporciona una alta capacidad gelificante (Tanabe y Saeki, 2001; Visessanguan y An, 2000). Esta habilidad le confiere a la miosina ser considerada como el principal

componente en la elaboración de productos análogos (Visessanguan y An, 2000) debido a que desarrolla un gel altamente elástico (Konno, y col., 2000) a través de interacciones proteína – proteína (Visessanguan y An, 2000).

La calidad de un gel obtenido a partir de músculo de pescado depende de diversos factores, donde las condiciones de almacenamiento juegan un papel muy importante. Cuando el pescado es almacenado a diferentes temperaturas, la fracción proteica sufre cambios en su integridad lo que disminuye su propiedad de gelificación. A temperaturas entre 0 y 5 °C los daños en la fracción no son tan drásticos como los que se dan a temperaturas mayores o menores de 0 y 5 °C, temperaturas en las cuales los cambios en la fracción proteica se incrementan disminuyendo la calidad y cantidad de proteína inicial en el mismo.

Aunado al efecto de la temperatura, también la fuerza iónica y pH influyen sobre la capacidad de gelificar de las proteínas (Sikorski, 2001; Lefèvre y col., 1999), por lo que deben de considerarse en la elaboración del gel. Además de esto es importante tener un control en el contenido de humedad durante este proceso. Para obtener geles suaves y cohesivos debe de existir una correcta hidratación y solubilización de las proteínas miofibrilares lo cual generara una relación considerable de interacciones proteína-agua (Guillén y col., 1997). Por el contrario, al existir un exceso de estas interacciones se producirá un gel frágil y fácilmente desintegrable (Cortes, 2000).

Factores que Afectan la Funcionalidad del Músculo de Pescado

Los cambios endógenos posmortem de la especie están íntimamente relacionados con los cambios de textura y funcionalidad del músculo de

pescado. Estos cambios dependen de la condición fisiológica del pez, la composición química de su músculo y los procesos posmortem que se desarrollan en el mismo durante el almacenamiento (Dias y Mendes, 1994; Laroche y col., 1996; Sikorski y col., 1990; Verrez y col., 1999).

Uno de los procesos característicos en el músculo de pescado son los cambios de pH. Normalmente, el valor del pH posmortem en pescado oscila entre 6.5 a 7.0, y su fluctuación puede deberse a diversos factores (Pacheco y col., 2000). El contenido de glucógeno, la condición de captura, cambios posmortem y la degradación de moléculas de ATP son factores que influyen en ello. Los cambios de pH que se puedan dar en el músculo posmortem de pescado promueven ciertos procesos que reducen la textura del músculo (Cheftel y Cheftel, 1976; Papa y col., 1997).

Cuando el pH final del músculo de pescado es menor de 7 se liberan diferentes proteasas existentes en el músculo del pescado, promoviendo una actividad proteolítica, siempre y cuando las condiciones de temperatura sean las apropiadas (Andersen y col., 1997; Benjakul y col., 1997; Kinoshita y col., 1990; Papa y col., 1996; Stoknes y Rustad, 1995; Wasson, 1992). La proteólisis generada actúa sobre las proteínas miofibrilares del músculo reduciendo así su textura al ocasionar una desintegración proteica. La separación o desintegración proteica se incrementa dependiendo del tipo de enzima. Normalmente las enzimas relacionadas con esta desintegración son las catepsinas (Andersen y col., 1997; Benjakul y col., 1997; Papa y col., 1996; Papa y col., 1997; Sakamoto y col., 1985; Wasson, 1992).

Aunado al efecto de la temperatura y cambios de pH, la especie juega un papel muy importante sobre los cambios de textura del músculo. A diferencia de las especies magras, las especies grasas tienden a disminuir más rápidamente

su textura durante el almacenamiento, ya que estas son más susceptibles a la oxidación lipídica (Saeed y Howell, 2002). Factor que puede no presentar las especies magras como el cochito.

Formas de evaluar los cambios de textura y funcionalidad proteica

La textura en cualquier alimento es un atributo de calidad y aceptación. Los cambios de textura y funcionalidad del músculo de pescado pueden ser determinados mediante métodos analíticos y/o químicos.

Métodos químicos. Están enfocados a determinar los cambios endógenos posmortem del músculo de pescado (Bourne, 1978; Kramer, 1972; Márquez, 2000). En la tecnología de alimentos pesqueros, se consideran los cambios estructurales de las proteínas como el principal proceso endógeno posmortem que influye sobre la pérdida de textura y funcionalidad (Stefansson y Hultin, 1994).

Durante el almacenamiento del músculo de pescado se da una desnaturalización proteica generando una agregación y/o hidrólisis proteica entre las proteínas miofibrilares reduciendo la integridad muscular y sus propiedades funcionales (Roura y Crupkin, 1995; Stefansson y Hultin, 1994; Tejada y col., 1996; Yun-Er y Chau-Jen, 1998).

Normalmente los cambios de pH se han empleado para evaluar los cambios de integridad y funcionalidad del músculo de pescado. Los cambios de las proteínas, en cuanto a su carga y estructura, son un reflejo de los cambios de pH posmortem. (Flores y Bermell, 1984; Gómez y col., 1997). A pH ácidos, cerca del punto isoeléctrico de las proteínas, se genera una precipitación de las

mismas y su subsecuente agregación; y con ello una menor capacidad de retención de agua (Pacheco y col., 1989).

Aunado a los cambios de pH, la determinación de la actividad proteolítica también se ha implementado para evaluar los cambios de textura y funcionalidad en el músculo; especialmente en la capacidad para formar geles (Ofstad y col., 1995; Ofstad y col., 1996; Roura y Crupkin, 1995; Sikorski, 2001; Stefansson y Hultin, 1994; Tejada y col., 1996; Lefèvre y col., 1999).

Una forma de visualizar los cambios en las proteínas miofibrilares del músculo de pescado, generados por los distintos factores endógenos del músculo, es mediante las técnicas electroforéticas.

La electroforesis ha sido ampliamente utilizada en la industria de productos pesqueros (Beas y col., 1990; Howell y col., 1991; Yongswawatdigui y Park., 2002). Para poder establecer los cambios proteicos, se ha utilizado un sistema de extracción con solución salina. Sin embargo se ha reportado que no siempre puede ser capaz de poner en solución a posibles complejos proteicos agregados de alto peso molecular (ausencia de miosina); por lo que se ha implementado el uso de soluciones de urea. En ambos casos las corridas electroforéticas son bajo condiciones desnaturizantes y bajo condiciones desnaturizantes y reductoras. La primera se hace con la finalidad de ver la presencia o ausencia de agregación proteica. Mientras que la segunda muestra el tipo de agregación que sufre la proteína (Cortes, 2000).

Cuando las proteínas están hidrolizadas las corridas electroforéticas muestran un aumento de bandas proteicas detectadas. Cuando existe una agregación se visualiza un aumento del peso molecular de las bandas proteicas. Ambos fenómenos se relacionan con la pérdida de textura que se

dan en el músculo de pescado y la reducción de sus propiedades funcionales durante el almacenamiento posmortem (Saeed y Howell, 2002).

Métodos analíticos. Este tipo de métodos es utilizado con el objetivo de realizar una evaluación sobre la calidad de filete y de los productos marinos. Los instrumentos empleados se caracterizan por la habilidad de medir ciertas variables bajo condiciones controladas (Giese, 1995).

Normalmente para medir textura en pescado se emplean tres parámetros; que son la fuerza, distancia y el tiempo. La fuerza es el parámetro más determinado y mide el esfuerzo del alimento al que se le ha ejercido a cierta presión. La distancia mide la deformación, o el cambio en las dimensiones de la muestra causada por la aplicación de fuerza. El tiempo mide la variación de la deformación del alimento en el momento que la fuerza es aplicada (Bourne, 1978).

En la tecnología de productos pesqueros, para evaluar textura se han empleado distintas pruebas y los resultados obtenidos están en función de la persona que realice las determinaciones y al uso del equipo o sistema apropiado (Abbott, 1972; Coppes y col, 2002). A continuación se describen brevemente estas pruebas, según James (1995).

Penetración. Se basa en el principio de penetración del material de prueba, midiéndose la fuerza requerida o la profundidad total de la penetración. Es común utilizarla para medir la firmeza o turgencia.

Compresión. Similar a la penetración, se evalúa la resistencia del alimento a una compresión. Se mide la fuerza necesaria para producir deformación o la

deformación causada por la fuerza. A diferencia de la penetración, este no penetra el material a evaluar.

Corte. Utilizado en alimentos sólidos. Es la prueba más utilizada en análisis de textura de la carne. Los aditamentos más utilizados son la navaja Warner-Bratzler, Navaja Kramer y la Dassow's. Tienen el inconveniente de que el diámetro de la muestra siempre tiene que ser igual ya que este tiene gran influencia en la fuerza registrada. Esta prueba involucra corte y compresión.

Pruebas múltiples. Pueden ser empleadas para obtener o realizar diferentes pruebas de textura al mismo tiempo. Es muy utilizado por su versatilidad, flexibilidad y reproducibilidad. Normalmente en pescado y productos marinos son empleadas como control de calidad (James, 1995).

Los equipos con los que normalmente se realizan estas pruebas son la máquina Universal Instron (Prusa y col., 1982; Szczesniak, 1972) y el analizador de textura TA.XT² (James, 1995).

El Instron, generalmente es empleado para determinar los cambios de textura del músculo íntegro. Esto se realiza mediante pruebas de esfuerzo al corte empleando como aditamento una navaja Warner-Bratzler. Este tipo de navaja da datos más reproducibles, y la variación entre las mediciones en pescado depende del acomodo de las fibras. La cual no es muy uniforme en cuanto a la orientación en el músculo (Borderías y col., 1983; Hylding y Nielsen, 2001). El filete en la parte central tiende a ser más firme y en la parte lateral existe una gran variación de su firmeza. Normalmente, esta variación se debe al tamaño y grosor del filete (Jonsson y col., 2001).

El Analizador de textura TA.XT2 es un equipo que a pesar de ser costoso y complejo, es ampliamente utilizado en la industria tecnológica por ofrecer un análisis mucho más completo del alimento (Coppes y col, 2002; Kramer, 1972; Santos-Yap, 1995). En los productos pesqueros, al igual que el Instron, este equipo es empleado para realizar un Análisis de perfil de textura (TPA) con el fin de evaluar las propiedades reológicas del producto final obtenido del músculo de pescado. Para esto se emplea un aditamento cilíndrico con el que se ejerce una compresión (75%) sobre una muestra de alimento que generalmente es un cubo o cilindro de aproximadamente 1.2 cm por cada lado. El ciclo de compresión se realiza dos veces para imitar el proceso de masticación (Bourne, 1978).

Con el TPA se obtiene una curva de fuerza-tiempo y basándose en ella se calculan 5 parámetros (Figura 2 y Cuadro 4), de los cuales los que comúnmente se evalúan en los productos pesqueros son la dureza, fracturabilidad, elasticidad y cohesividad (Abbott, 1972; Bourne, 1978).

Color del Músculo de Pescado

Pigmentos del músculo de pescado

En músculo de pescado generalmente se pueden encontrar dos tipos de pigmentos, los carotenos y las hemoproteínas. Estos pigmentos además de tener una función biológica importante en el tejido, son responsables de impartir diferentes tonalidades al músculo de pescado (Badui, 1993).

Carotenoides. Este tipo de pigmentos se encuentra fundamentalmente en los vegetales. Existen en forma libre disueltos en la fracción lipídica del tejido

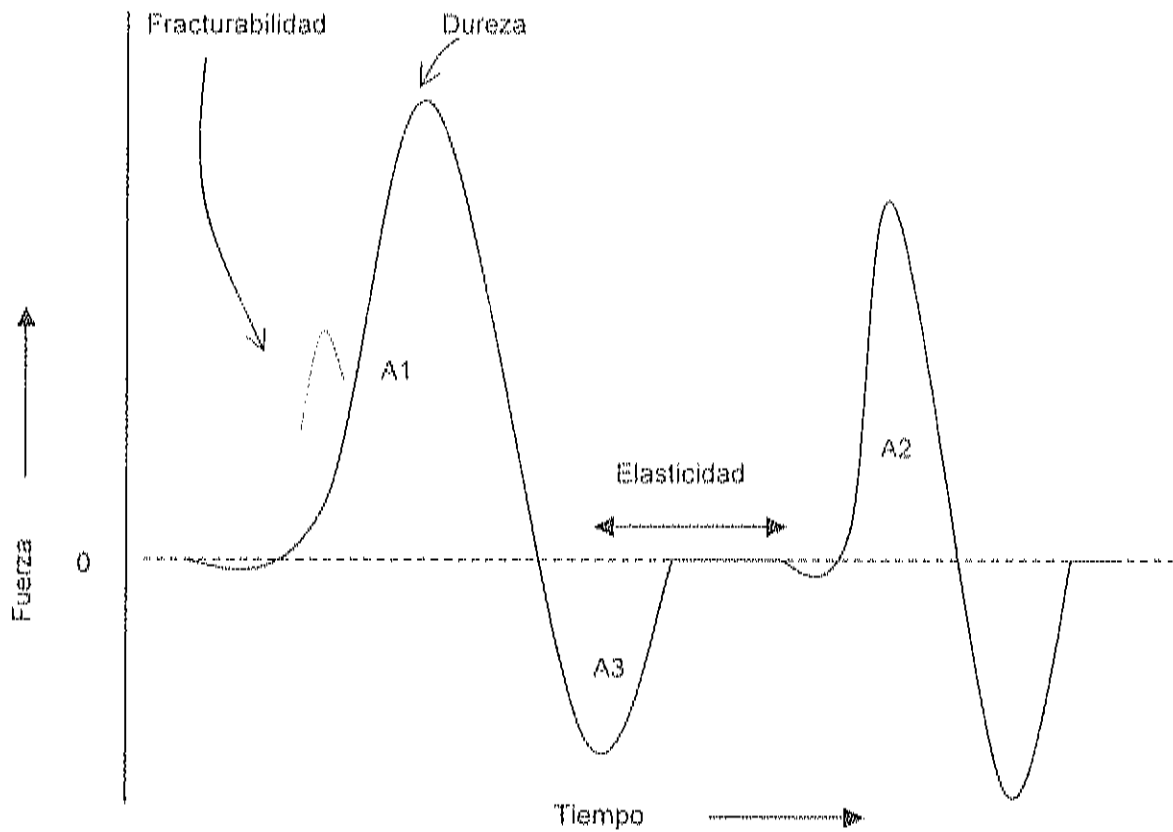


Figura. 2. Curva típica de un Análisis de Perfil de Textura (TPA). $(A2/A1)$ cohesibilidad y $(A3)$ adhesividad (Bourne, 1978).

Cuadro 4. Análisis dimensional del análisis general de textura de alimentos.

Parámetro mecánico	Variable medida	Dimensión de la variable medida
Dureza	Fuerza	$m l t^{-2}$
Cohesividad	Relación	Adimensionales
Elasticidad	Distancia	l
Adhesividad	Trabajo	$m l^2 t^{-2}$
Fracturabilidad	Fuerza	$m l t^{-2}$
Masticabilidad	Trabajo	$m l^2 t^{-2}$
Gomosidad	Fuerza	$m l t^{-2}$
Viscosidad (solamente en frutas)	Fluido	$l^3 t^{-1}$

Fuente: Bourne, 1978

Donde:

m = masa

l = longitud

t = tiempo

vegetal, formando complejos con proteínas, unidos a carbohidratos por medio de un enlace glucosídico, o como ésteres de ácidos grasos; la asociación con proteínas los hace más estables e incluso les cambia el color que tienen de manera individual (Badui, 1993).

Los carotenos llegan a estar presentes en el tejido animal cuando este incluye en su dieta vegetales ricos en estos pigmentos. En el músculo de pescado pueden ser adquiridos como resultado del consumo de fitoplancton, o bien, al consumir crustáceos pequeños (Simpson, 1982). De esta manera los carotenos que ingresan al músculo de pescado le proporcionan color.

Al igual que los peces, los crustáceos no son capaces de sintetizar los carotenos por sí solos, pero tienen la capacidad de lograr que estos pigmentos se fijen en sus tejidos mediante un mecanismo de oxidación una vez que son consumidos (Sagi y col., 1995). A su vez, los crustáceos al ser consumidos por los peces, pueden impartir diversas tonalidades al músculo de pescado. Por ejemplo, el color rosa característico del salmón (*Salmo salar*) se debe básicamente a la composición de carotenos, principalmente astaxantinas, adquiridos de la dieta a base de estos organismos (Bell y col., 1998).

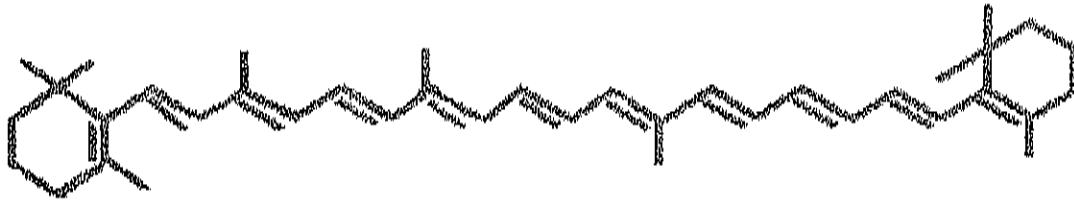
Los carotenos son depositados en diversas partes del cuerpo del pescado y pueden unirse a las proteínas (Henmi y col., 1989) o a los lípidos del músculo (Storebakken y Chourbet, 1999) impartiendo coloraciones que van desde tonalidades rosas y rojas hasta tonalidades amarillas. Dentro de los carotenos predominantes se encuentran las tuxantinas, beta-carotenos, luteinas, taraxantinas, zeaxantinas y astaxantinas; siendo esta última las que más se fija al músculo de pescado proporcionándole una coloración rosa (Anderson, 2000; Echavarrí y Jhonson, 1998; Sagi y col., 1995; Simpson, 1982; Storebakken y Chourbet, 1999).

La estructura química básica de la mayoría de estos compuestos se muestra en la Figura 3. Los diferentes tipos de carotenos se pueden diferenciar de acuerdo a su estructura, la cual le proporciona características de hidrocarburos, por lo que son solubles en éter de petróleo y poco en etanol; o bien, pueden encontrarse como xantofilas. Estas últimas son la forma oxidada de los carotenos, se presentan como ácidos, aldehídos o alcoholes y son solubles en etanol, metanol y éter de petróleo (Badui, 1993; Fennema, 1996).

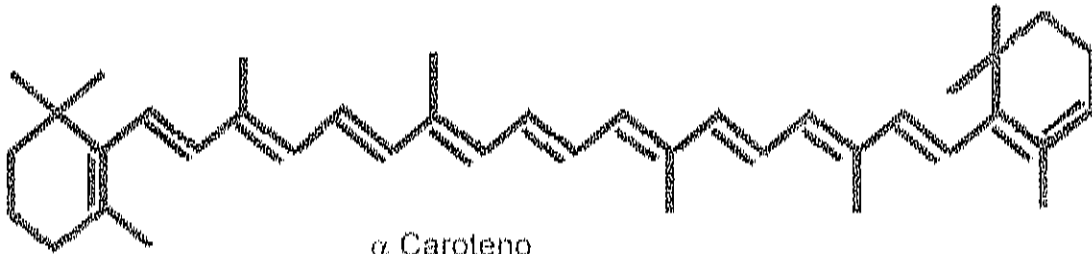
Otra variación entre los carotenos, en cuanto a su estructura, es que unos poseen una cadena larga de carbonos mientras que otros pueden estar formados por cadenas cortas. Además, algunos pueden poseer estructuras cíclicas al final de su estructura mientras que otros las poseen a lo largo de ella (Fennema, 1996).

Cualquier alteración en estas estructuras provoca cambios en cuanto a su color original y por lo tanto causan cambios adversos en el color del músculo en el tejido animal, pertenecen a la fracción sarcoplásmica del músculo y la de pescado. Durante el almacenamiento del pescado, la concentración inicial de los carotenos existentes en su músculo disminuye. Esto es provocado principalmente por los cambios en los demás componentes del músculo, donde las condiciones de almacenamiento influyen para que se den dichos cambios. Los cambios de concentración de los carotenos generan cambios adversos en el color inicial del músculo de pescado (Choubert y col., 1992; Gobantes y col., 1998; Rønsholdt y McLean, 2001).

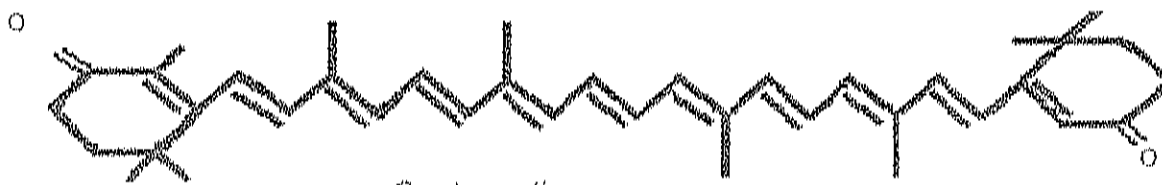
Hemoproteínas. Este grupo de pigmentos normalmente se encuentra solamente mayoría de ellas posee actividad enzimática. Dentro de las cromoproteínas existentes en el músculo de pescado se encuentran la hemoglobina (Hb), mioglobina (Mb) y los citocromos C, siendo la Mb, la proteína



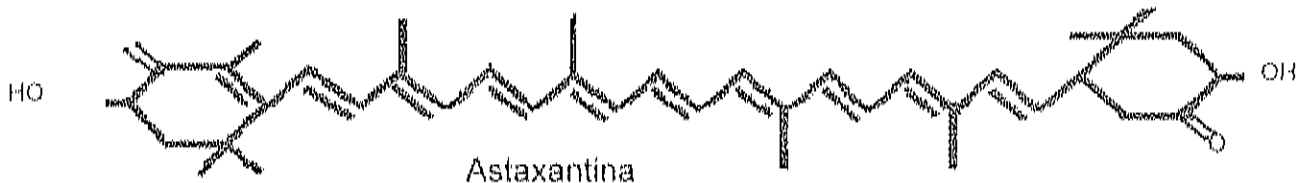
β Caroteno



α Caroteno



Cantaxantina



Astaxantina

Figura. 3. Estructura química básica de algunos carotenoides

Fuente: <http://www.fao.org/docrep/v4700s/v4700s06.htm>

que mayormente contribuye al color del músculo de pescado (Sikorski y col., 1990).

La Mb es una proteína globular sarcoplásmica soluble en agua y en soluciones salinas diluidas (Mathews, 1995). Está constituida por dos porciones: la globina que consiste de una cadena polipeptídica sencilla compuesta por 153 aminoácidos, y la porción porfirina o grupo prostético hemo, el cual posee componentes cromóforos responsables de la absorción de luz y de impartir color (Badui, 1993; Fennema, 1996).

Las diferentes tonalidades que la Mb imparte al músculo de las especies marinas, dependen de la concentración de esta cromoproteína. Normalmente las especies con un mayor contenido de músculo oscuro poseen mayor concentración de Mb (510-1910 mg/100 g músculo), a diferencia de las especies con un mayor contenido de músculo blanco (0-70 mg/100 g músculo) (Sikorski y col., 1990). Además de la concentración de Mb, la actividad física del pez, edad, la intensidad de irrigación de sangre que recibe, y por lo tanto, de la disponibilidad de oxígeno son factores que influyen sobre la tonalidad que da la Mb al músculo (Chen y Chow, 2001; Kim y col., 2002).

La forma química de la mioglobina es otro factor que influye en la variedad de pigmentación muscular, debido a su alta reactividad tiene la capacidad de producir compuestos iónicos y covalentes con otras moléculas. Así, la Mb puede interconvertirse en el músculo a través de una oxidación, oxigenación y reducción; tomando de esta manera diferentes estado químicos (Figura 4) conocidos como desoximioglobina (DeoxyMb), oximioglobina (OxyMb) y metamioglobina (MetMb) proporcionando diversas tonalidades de color al músculo durante el almacenamiento (Madhavi y Carpenter, 1993; Reddy y Carpenter, 1991; Zhu y Brewer, 2002; Zhu y Brewer, 1998). En su

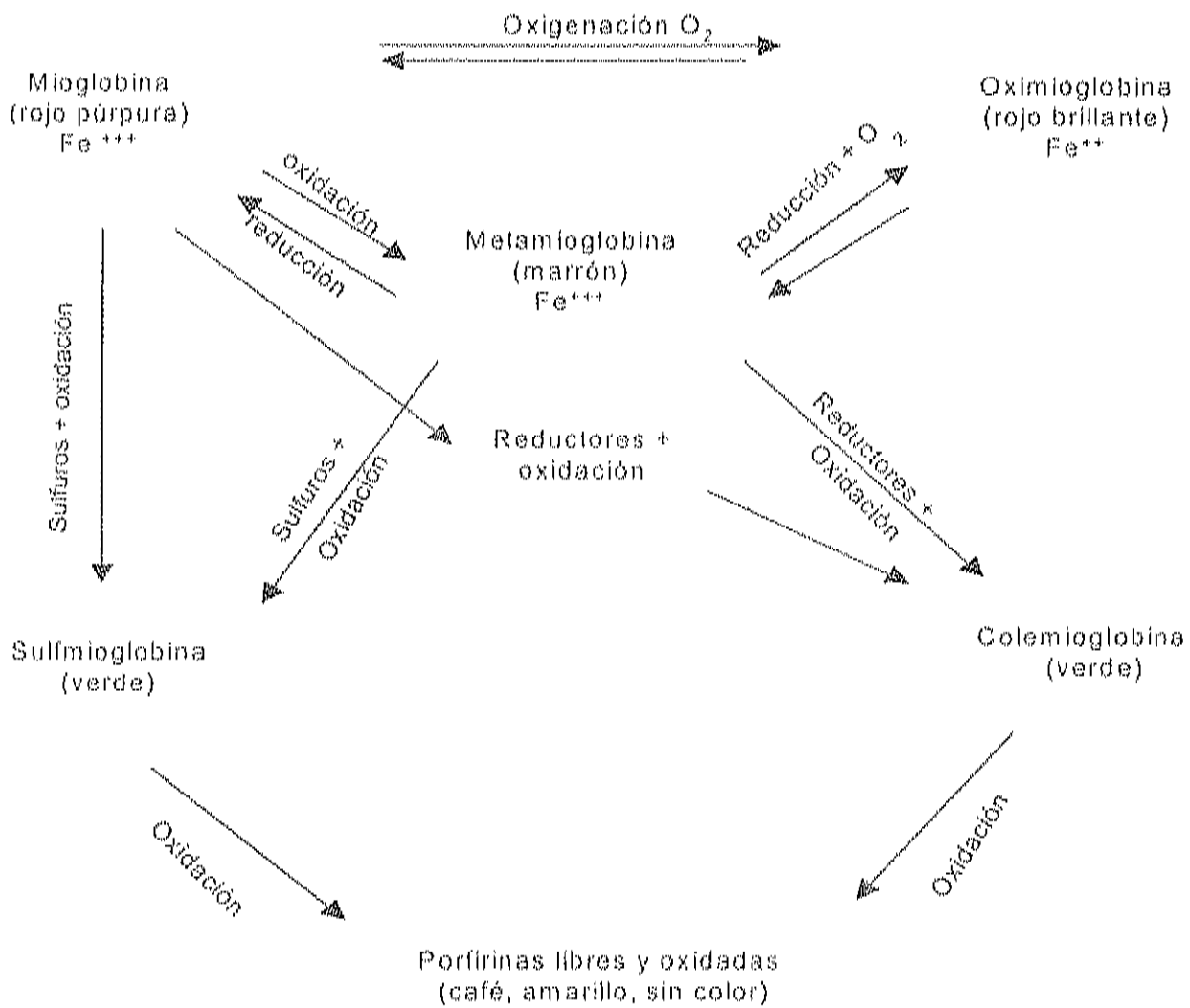


Figura. 4. Representación esquemática de los diferentes estados químicos de la Mioglobina (Badui, 1993).

forma reducida (DeoxyMb) es púrpura; en su forma oxigenada (OxyMb) es de color rojo brillante; y en su forma oxidada (MetMb) es de color pardo (Zhu y Brewer, 1998).

Formas de evaluar color

El color es una propiedad de la materia directamente relacionada con el espectro de la luz; se puede medir físicamente en términos de energía radiante o intensidad y por su longitud de onda. De esta manera los productos alimenticios pueden clasificarse dependiendo de la acción de la luz al incidir sobre cierto producto. Cuando la luz incide sobre un objeto, esta puede ser reflejada, absorbida o transmitida generando cuerpos opacos, translúcidos o transparentes respectivamente (Badui, 1993; Papadakis, 2000).

Métodos químicos. Dado que el músculo de pescado posee color por los pigmentos existentes en el mismo, mediante análisis químicos realizados a dichos pigmentos se puede evaluar el cambio de color del mismo. Además también se puede analizar los diversos factores que influyen para que se den o se incrementen estos cambios (Rønsholdt y McLean, 2001)

Como se mencionó anteriormente, los carotenos y la mioglobina son los pigmentos más importantes desde el punto de vista de impartición del color al músculo de pescado, por lo que nos enfocaremos a ellos.

Los carotenos se pueden localizar en la piel, ovarios y músculo del pez. Su concentración en cada organismo es influenciado por la especie, tamaño, maduración sexual y temperatura del agua, entre otros factores (No y Storebakken, 1991). Todos estos factores se han empleado de alguna u otra

manera para determinar los cambios que dichos pigmentos sufren durante el almacenamiento y establecer su relación con los cambios de color del músculo de pescado. Cabe mencionar que el pigmento carotenoide al cual se le ha puesto mayor interés son las astaxantinas, debido a que es el pigmento más abundante en el músculo de pescado.

Existen diversas maneras de evaluar la concentración y el grado de degradación de carotenos en pescado. La mayoría de los métodos de extracción consisten en remover los carotenos hidrofóbicos del medio hidrofílico en que se encuentran y los resultados obtenidos pueden variar dependiendo de la especie y de los diversos factores influyentes sobre dichos cambios (Rønsholdt y McLean, 2001).

La mayoría de los trabajos realizados en pescado, se han enfocado en el uso de las técnicas cromatográficas y de absorción para estimar el porcentaje de composición de carotenos y el tipo de estos pigmentos existentes (Choubert y col., 1992; Gobantes y col., 1998; Meyers y Bligh, 1981; Rønsholdt y McLean, 2001).

La degradación de los carotenos, también puede evaluarse mediante estudios de la actividad enzimática que se genera en el músculo posmortem; esta actividad en ocasiones puede provocar la oxidación de las astaxantinas (Sikorski y col., 1990; Simpson, 1982). Sin embargo, con frecuencia se ha relacionado la degradación de astaxantinas con la oxidación de lípidos durante almacenamiento (Santos-Yap, 1995). No obstante, algunos trabajos han demostrado que el contenido de lípidos en el músculo no tiene mucha influencia en la degradación de carotenos (No y Storebakken, 1991). Esto puede suceder cuando la mayor parte de las astaxantinas se fijan a las proteínas, y no a los lípidos.

Otra forma de determinar cambios de color en el músculo de pescado es el determinar la concentración y los diferentes estados químicos de la mioglobina. Este pigmento, aunque se encuentra en pequeñas cantidades en el músculo de pescado ha ayudado a establecer la causa que desarrolla coloraciones indeseables en filete de diversas especies marinas (Rickansrud y Henrickson, 1967; Zhu y Brewer, 2002).

Se han empleado diversas técnicas de extracción y cuantificación para determinar la concentración de Mb. Las técnicas de extracción han sido correlacionadas con el sistema de colorimetría de triestímulo ($L^* a^* b^*$), donde se muestra que los valores de estas variables dependen del estado químico de la Mb (Abdallah y col., 1999; Chen y Chow, 2001; Parkin y Hultin, 1987); y en ocasiones estos cambios de la Mb se ha relacionado con posibles alteraciones microbiológicas. Esto permite utilizar las técnicas microbiológicas como un complemento en la determinación de los cambios de color en músculo de pescado (Badui, 1993; Lanari y col., 1993; Richards y Hultin, 2002).

Métodos analíticos. Analíticamente el color del músculo de pescado puede ser medido mediante un colorímetro o espectrofotómetro. El colorímetro es usado para reproducir la sensación psico-física del ojo humano hacia la percepción del color y son usualmente instrumentos portátiles y pequeños. Mientras que el espectrofotómetro es utilizado para medir la relación de la luz reflejada o transmitida de un producto alimenticio respecto a un estándar de referencia. Este último da una gran y absoluta reproducibilidad y habilidad al medir color. La preferencia de elegir un método depende el tipo de materia y del tipo de aplicación (Papadakis, 2000).

La CIE (Comisión Internacional de l'Eclairage) desarrollo un sistema para la descripción del color. Los valores de triestímulo CIE se basan en un

espectro visible. Cualquier color es únicamente especificado por medio de un set de tres colores primarios imaginarios (Figura 5): rojo (X), verde (Y) y azul (Z). Para obtener datos de color más concretos y confiables, estos valores de triestímulo son convertidos en ocasiones a otra escala de color. Uno de los sistemas utilizados para ello es el sistema Munsell (<http://www.abelard.org/colour/col-hi.htm>).

En este sistema el color puede ser especificado mediante un sistema apropiado, basado sobre el matiz, la claridad y la cromaticidad de nuestras sensaciones, en lugar de procurar describirlos mediante los infinitos y variantes colores de los objetos naturales. El matiz de un color indica su posición en una escala espaciada de 100 tonos. La claridad indica lo luminoso u oscuro que es un color respecto a una escala de grises que se extiende desde el negro absoluto (0) al blanco absoluto (100). La cromaticidad indica el grado de separación entre un tono determinado y un gris de la misma claridad (<http://www.abelard.org/colour/col-hi.htm>).

Otras de las escalas utilizadas en la industria pesquera, y sin duda de las más aplicadas son el Hunter L a b y la CIE L* a* b*. Ambas escalas miden el rango de la luminosidad (L, L*) que va de valores desde 0 hasta 100, el grado de rojo a verde (a, a*) y de amarillo a azul (b, b*) componentes que se utilizan para calcular la cromaticidad del color y sus rangos van del -60 al +60 (Lanier, 1992; Papadakis, 2000; Pastoriza y Sampedro, 1994).

Recientemente, este sistema se ha complementado con un sistema o método mucho más subjetivo; el cual se basa en la utilización de cámaras digitales de alta resolución. Éste tipo de cámara está integrada a un sistema computacional donde las imágenes captadas son analizadas al ser comparadas

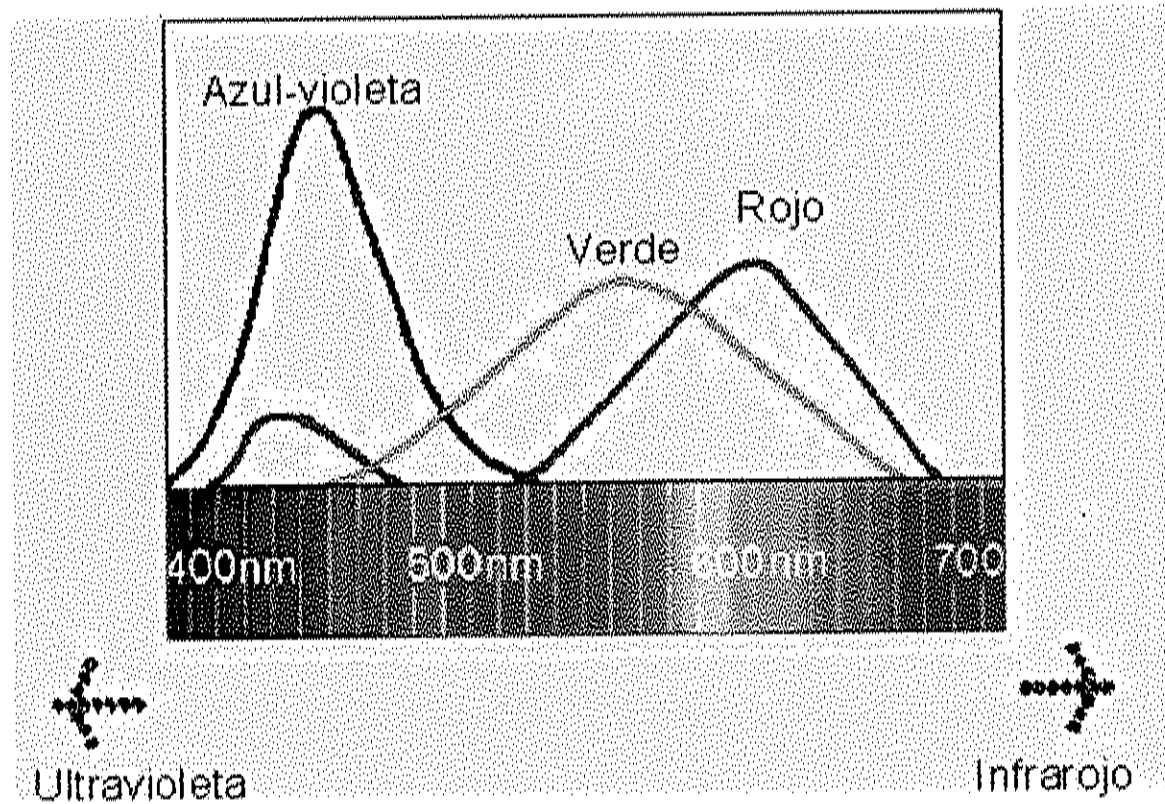


Figura 5. Espectro de luz visibles de los colores primarios (<http://www.abelard.org/colour/col-hi.htm>).

con colores estándares y finalmente relacionadas con lecturas de L^* , a^* , b^* para dar un mejor y confiable resultado del análisis (Papadakis, 2000).

La diferencia de usar un equipo u otro para medir color en músculo de pescado, radica en los objetivos de cada investigador. Para una percepción muy general es suficiente utilizar un colorímetro. Con este instrumento se obtienen valores de L^* a^* b^* de diferentes puntos de la muestra, para finalmente sacar un valor promedio de todas estas lecturas; por está razón se recomienda este instrumento para hacer lecturas en muestras de pescado con un color uniforme. Si el objetivo del investigador es visualizar un punto específico del filete, principalmente en especies de coloración no homogénea, es recomendable el uso de equipos que oforguen una lectura de un punto muy específico.

MATERIALES Y MÉTODOS

Materia Prima

Los cochitos (*Balistes polylepis*) fueron capturados mediante jaulas en Bahía de Kino Sonora. Una vez capturados fueron inmediatamente colocados en capas alternas de hielo-pescado, para realizar su traslado a los Laboratorios del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A . C . (CIAD) lugar donde realizaron los análisis correspondientes.

En el laboratorio de productos pesqueros los cochitos fueron fileteados manualmente; posteriormente los filetes fueron colocados individualmente en bolsas de plástico y etiquetados para finalmente ser almacenados en hielo a 0°C, hasta el momento de ser utilizados en los diferentes periodos de submuestreo para visualizar el efecto del almacenamiento. Se hizo un recambio de hielo y bolsas cada tercer día durante todo el periodo de almacenamiento.

Para llevar a cabo la determinación de color se utilizaron 16 filetes para la determinación química (cuantificación de astaxantina). Mientras que para la determinación física (Fotografía digital y colorimetría de triestímulo) se utilizaron 15 filetes (Figura 6), cabe mencionar que para llevar a cabo esta prueba se dió seguimiento a cada uno de los filetes durante todo el periodo de almacenamiento.

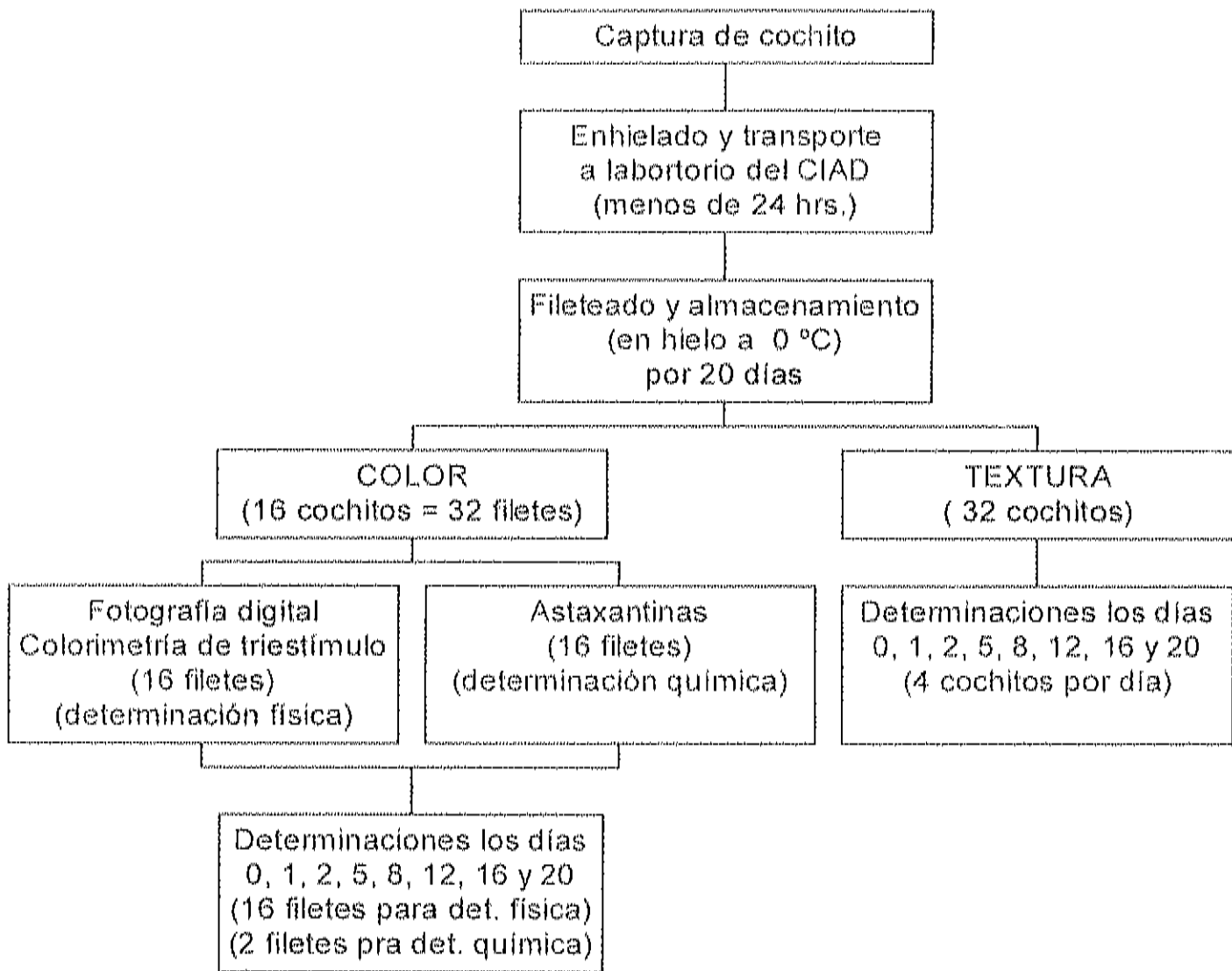


Figura 6. Manejo y procesado de muestras de cochito. Todas las determinaciones se realizaron por individuo.

Extracción y cuantificación de astaxantina

La extracción se llevó a cabo mediante modificaciones a la metodología propuesta por Meyers y Bligh (1981). Se homogeneizaron, por un periodo de 3 minutos, 5 g de muestra con 25 mL de solución extractora de éter de petróleo: acetona: agua (15:75:10 v/v/v) en un homogenizador de tejido Ultra Turrax Modelo T25 Basic (Works, INC, USA).

El homogenado se sometió a una centrifugación de 1500 xg por 5 minutos a 0 °C en una centrifuga refrigerada Beckman Modelo J2-21 (Beckman Instruments Inc., Palo Alto, CA). Después de la centrifugación las muestras fueron decantadas y el precipitado fue resuspendido en 10 mL de acetona y recentrifugado bajo las mismas condiciones. Este procedimiento se realizó tres veces, los tres sobrenadantes obtenidos fueron mezclados y filtrados para finalmente ser almacenados a 5 °C hasta el momento de su cuantificación.

La cuantificación se llevó a cabo por cromatografía líquida de alta presión (HPLC) mediante el uso de la técnica de Jian-Ping y Feng (1998). Se utilizó un cromatógrafo Hewlett Packard y una columna Beckman de fase reversa C-18 Ultrasphere ODS de 5µ de 250 x 4.6 mm. La fase móvil consistió en 5.5% de diclorometano, 85% metanol, 5.0% de acetonitrilo y 4.5% de agua, a un flujo de 1.9 mL/min por 13 minutos. La detección de astaxantinas se realizó a 480 nm a temperatura ambiente con detector UV-Vis HP 1100 modelo GMBH (HP Co, Waldbrom, Alemania), y el contenido se calculó mediante una curva estándar con concentraciones de 0.065 a 0.588 µg/L de astaxantina.

Inspección directa visual de color

En esta determinación se utilizó una cámara fotográfica digital modelo Epson photo PC 500 (Seiko Epson Corporation). Las fotografías fueron tomadas sobre un fondo blanco, empleando un ajuste de luz a 71%. Cada uno de los filetes fue fotografiado por ambos lados (interno y externo).

Sistema de colorimetría de triestímulo

Se utilizó un equipo colorímetro Minolta CR-300 en su modo de reflectancia. Para un mejor seguimiento en los cambios de las variables analizadas (L^* a^* b^*), se tomaron lecturas de ambos lados del filete. Se identificaron tres zonas específicas (Figura 7) en cada lado del filete. Las cuales fueron denominadas zona roja, rosa y de decoloración. En esta determinación se utilizaron los mismos filetes analizados en la inspección visual directa, y se dio seguimiento durante todo el periodo de almacenamiento a cada una de las zonas analizadas de cada uno de los filetes.

pH

Se utilizó un potenciómetro de punción modelo HI98140 (HANNA Instruments, Portugal). Durante cada día de muestreo se tomaron lecturas en tres puntos distintos de cada filete tomados directamente al azar, siguiendo la metodología propuesta por la AOAC, 1992.

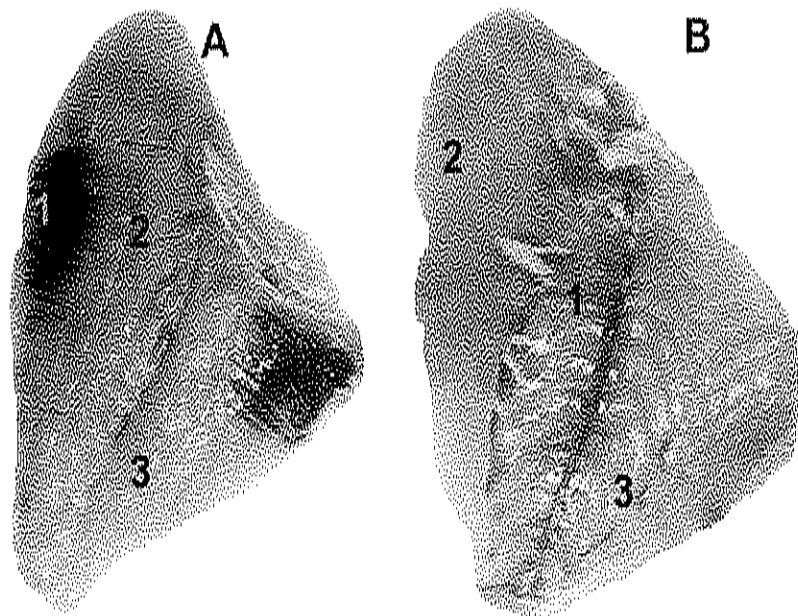


Figura 7. Representación esquemática de las zonas de muestreo de L^* a^* b^* . A) lado externo del filete, B) lado interno del filete, 1) zona roja, 2) zona rosa y 3) zona de decoloración.

Prueba de esfuerzo al corte

Se utilizó una máquina universal de evaluación de textura Instrón Modelo 1130 (Instrón Corp., Canton, MA) equipado con una cuchilla Warner Bratzel. La velocidad del cabezal fue de 10 cm/min y la velocidad de la carta de 20 cm/min con una celda de 50 kg. Para ésta determinación se tomaron de las partes laterales del filete una porción del músculo con geometría uniforme (3 x 1 x 1 cm), la cual fue colocada perpendicularmente al sentido de la ranura de corte (Figura 8). Los resultados se expresaron como Kgf por día.

Capacidad de Retención de Agua (CRA)

Este parámetro se evaluó mediante la utilización de la metodología propuesta por Cheng y col. (1979) con modificaciones. De las muestras utilizadas para las pruebas de esfuerzo al corte se obtuvieron porciones de 5 g (Figura 8), las cuales fueron colocadas dentro de tubos para centrifuga con capacidad de 50 mL. Posteriormente se sometieron a centrifugación a una temperatura de 2°C en una centrifuga refrigerada Beckman Modelo J2-21 (Beckman Instruments Inc., Palo Alto, CA.) a 28, 000 xg durante 30 minutos. Se eliminó el liquido liberado después de la centrifugación y el peso perdido del músculo se expresó como porcentaje de pérdida de agua.

Para calcular el % de pérdida en la CRA se empleo la siguiente formula:

$$\% \text{ CRA} = \frac{p_i - p_f}{p_i} \times 100$$

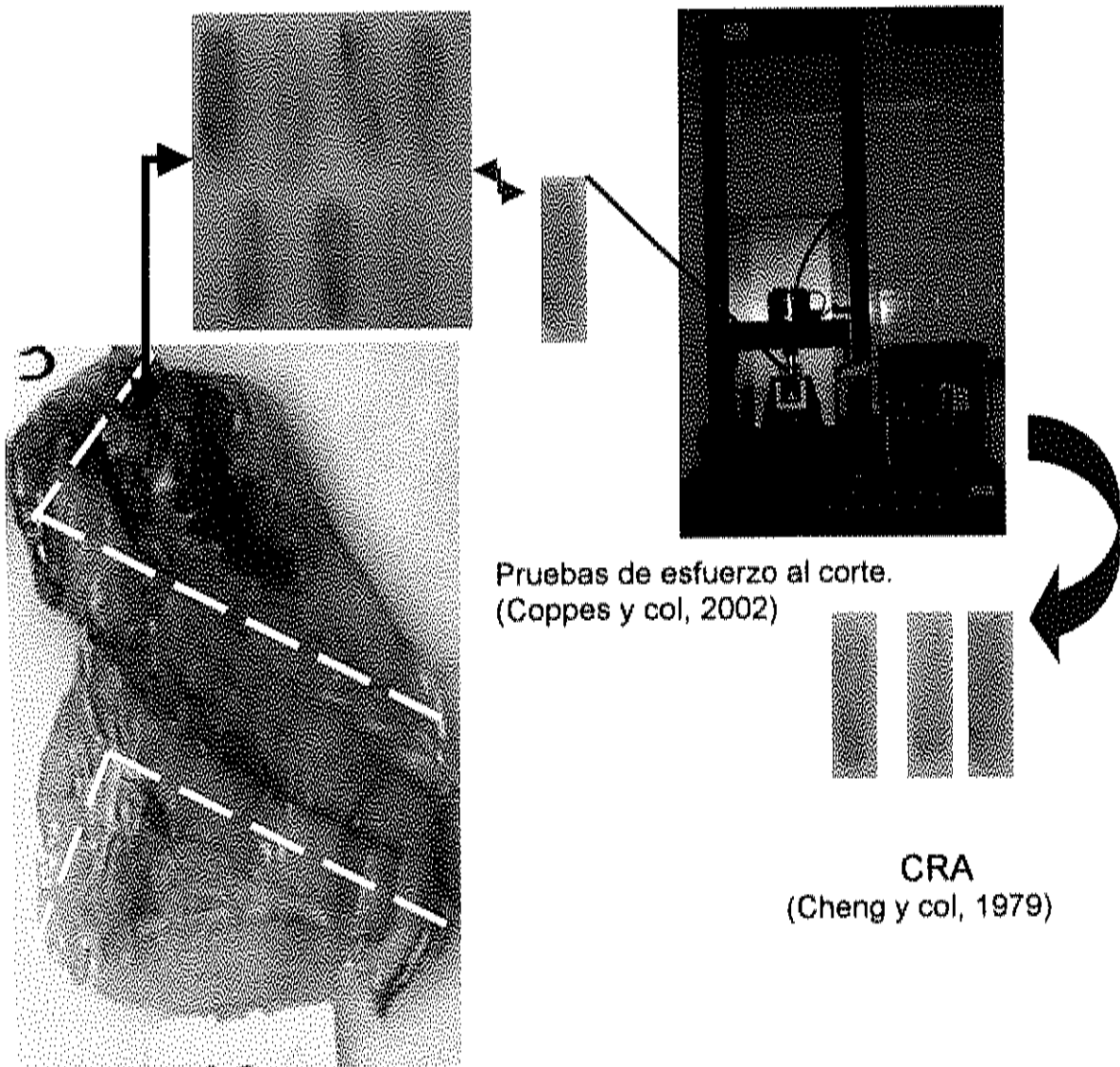


Figura 8. Diagrama de flujo para la realización de las pruebas de esfuerzo al corte.

Donde:

pi = peso inicial del músculo.

pf = peso final del músculo después de decantar el agua del tubo.

Capacidad de gelificación térmica

Preparación de los geles. La capacidad de formación de gel se evaluó haciendo modificaciones a la metodología propuesta por Cortes (2000). Primeramente en cada uno de los días de muestreo se llevó a cabo la preparación de un sol (por cochito) con la siguiente composición: 80% de humedad, 17.5% de materia seca y 2.5 % de NaCl. La mezcla se homogeneizó en un procesador de alimentos Cuisinart DLC-8 plus (Cuisinart Inc. Greenwich, CT.) por tres minutos. El sol fue colocado en contenedores de plástico (de 3.9 de diámetro y 1.2 de altura) y empacados al vacío (7.5 % de presión) en una empacadora Supervac Smith (Smith Equipment Co. Clifton, NJ.).

Los soles fueron sometidos a un tratamiento térmico para llevar a cabo la formación del gel. El tratamiento térmico consistió en aplicar un baño de agua a 90° C por un periodo de una hora, posteriormente se enfrió en agua-hielo. Una vez formado el gel se almacenó por 24 horas a 5°C para finalmente evaluar sus propiedades reológicas mediante un análisis de perfil de textura (TPA por sus siglas en inglés).

Análisis de perfil de textura (APT). Esta se llevó a cabo siguiendo la metodología de Cortes (2000) con pequeñas modificaciones. Para llevar a cabo las pruebas de APT se tomaron tres muestras de geometría cúbica (1 cm³) de cada gel, con un peso aproximado de 1.5 g cada cubo. Se utilizó un analizador de textura

modelo TA-XT2 (Texture Technologies Corp., N. Y.) con aditamento cilíndrico. Se realizaron pruebas de doble compresión al 75%. De estas se calcularon los parámetros de dureza, fracturabilidad y elasticidad mediante los cuales se evaluaron las características del gel.

Actividad proteolítica total en el sol. Mediante el método de Groninger y col. (1985) modificado por Pacheco y Crawford (1994), se evaluó la actividad proteolítica total en los soles elaborados. Dentro de cuatro tubos de ensayo se colocaron un gramo de sol y 1 ml de NaCl 0.1 M fría, la mezcla se homogeneizó por un minuto en un homogenizador de tejido Ultra Turrax Modelo T25 Basic (Works, INC, USA). Posteriormente se incubaron tres tubos en un baño de agua por un periodo de 30 min a 60^o C, y un tubo denominado blanco se mantuvo en refrigeración durante 30 min. Terminado el tiempo de incubación a cada tubo se le adicionó ácido tricloroacético frío (TCA) al 10% para finalizar la reacción y obtener los productos de la hidrólisis mediante filtración con papel whatman # 1.

La hidrólisis proteolítica se determinó cuantificando el contenido de tirosina del filtrado mediante una curva estándar de tirosina en un rango de concentración de 0 a 100 µg, siguiendo las recomendaciones del método de Ceriotti y Spandrio (1957). La detección se llevó a cabo mediante espectrofotometría a una absorbancia de 660 nm. La concentración se reporta como µg de tyr/min/g de proteína.

Capacidad de extracción proteica

La extracción de proteínas se llevó a cabo por el método propuesto por Hashimoto (1979), tal y como se ejemplifica en la Figura 9. Cinco g de músculo de cochito se homogeneizaron con 50 mL de buffer de fosfato de fuerza iónica

0.06, pH 7.5 (2.9 g de K_2HPO_4 y 1.1351 g KH_2PO_4) en un homogenizador de tejido Ultra Turrax Modelo T25 Basic (Works, INC, USA) por un periodo de 3 minutos en intervalos de 30 segundos. Posteriormente fue centrifugado a 3,000 xg por un periodo de 15 minutos a 3 °C en una centrifuga refrigerada Beckman Modelo J-2-21 (Beckman Instruments Inc. Palo Alto, CA). Por decantación se obtuvo el sobrenadante y al precipitado se le adicionó 50 mL del mismo buffer y se homogenizó y centrifugó bajo las condiciones previamente establecidas. Se combinaron los dos sobrenadantes y se tomó una alícuota (10 mL) para determinar el contenido de nitrógeno no proteico, al resto se les adicionó ácido tricloroacético para llevar la solución al 5% y determinar la fracción sarcoplásmica.

El precipitado obtenido fue homogenizado con 10 volúmenes de buffer de fosfato de fuerza iónica 0.6, pH 7.5 (2.9 g de K_2HPO_4 , 1.1351 g KH_2PO_4 y KCl 0.5 M) y centrifugado bajo las mismas condiciones. Por decantación se tomó el sobrenadante y el residuo fue homogenizado y centrifugado de nuevo. Ambos sobrenadantes se combinaron y fueron utilizados para determinar la fracción miofibrilar, mientras que al precipitado se le adicionó una solución de NaOH 0.1 N y se dejó reposar en agitación constante toda la noche. La mezcla fue centrifugada bajo las condiciones anteriormente establecidas y del sobrenadante se determinó el contenido de proteínas solubles en álcali. El residuo final fue secado y pesado para ser cuantificado como proteínas del estroma.

La concentración del nitrógeno no proteico y de cada fracción proteica y del músculo se determinó por el método de microkjeldahl (AOAC, 1993). Los resultados se expresan como g de proteína/100 g de músculo.

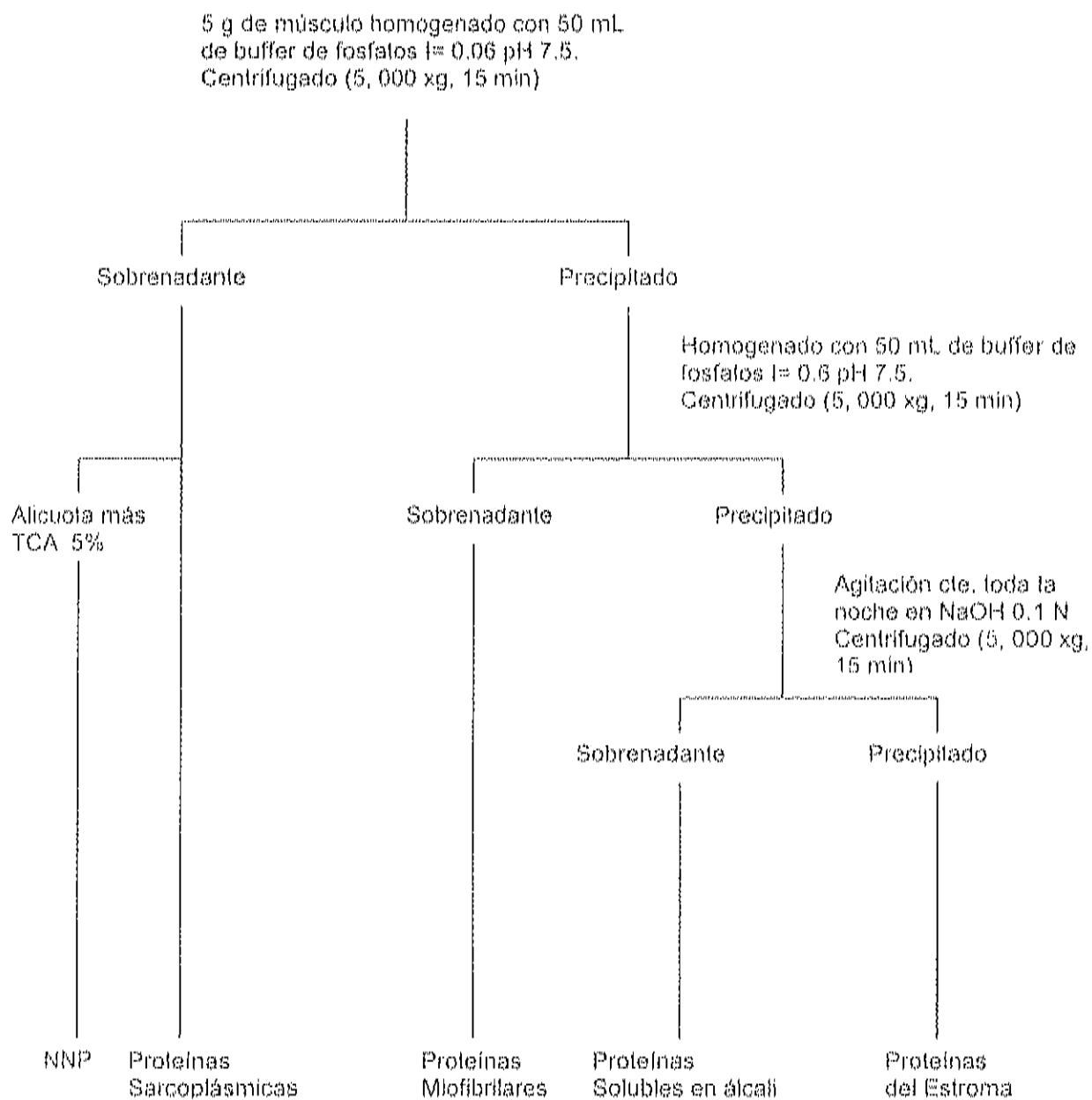


Figura 9. Proceso de extracción de las diferentes fracciones proteicas del músculo de pescado (Hashimoto y col., 1979).

Análisis Electroforético

Extracción de proteínas. Con la finalidad de obtener el perfil electroforético de las proteínas del músculo de cochito se utilizó la solución extractora salina (buffer de fosfato fuerza iónica 0.6, pH 7.5) utilizada en la prueba de capacidad de extracción; de la cual se tomaron directamente las muestras para electroforesis. Finalmente se registró el volumen y mediante la técnica de Biuret se calculó la concentración de proteínas (mg/mL) con base a la cantidad de proteínas presente en los g de muestra.

Preparación de muestras. La preparación de las muestras para electroforesis de los extractos miofibrilares se llevó a cabo según el método de Cortes (2000) que consiste en mezclar 500 μ L de extracto con 500 μ L de buffer muestra (25% Tris-HCl pH 6.8, 40% SDS al 10%, 20% glicerol, 10% 2-mercaptoetanol, 5% agua deionizada y 0.03% de azul de bromofenol). Posteriormente, la mezcla se calentó a temperatura de ebullición por 8 minutos e inmediatamente después se enfrió en un baño de agua-hielo para finalmente almacenarse a -20° C hasta el momento de su utilización.

Condiciones de corrida. La electroforesis se realizó en gel de poliacrilamida al 10% (SDS-PAGE) empleando el sistema discontinuo Laemmli (1970). Se aplicaron en el gel superior (al 4%) 40 μ L de proteína presentes en cada extracto y se corrieron en el gel de separación (al 10%) junto con un estándar de alto rango de peso molecular conteniendo las siguientes proteínas: Miosina (200,000 kDa), β -galactosidasa (116,250 kDa), Fosforilasa b (97,400 kDa), Albúmina de suero bovino (66,200 kDa) y Ovoalbúmina (45,000 kDa) (Bio-Rad Laboratories, Inc. Hercules, CA).

Los geles se corrieron en una cámara de electroforesis mini PROTEAN 3 Cell (Bio Rad Laboratories, 2000, Hercules, CA.), utilizando una fuente de poder Modelo VWR-570 E.C (Apparatus Corporation). Las condiciones de corrida utilizadas fueron de 80 V constantes a temperatura ambiente por un periodo aproximado de 2.5 horas.

Las bandas proteicas fueron teñidas con azul de Coomassie R-250 al 0.125% y desteñidas en una solución de metanol al 25% y ácido acético al 10% para ser analizadas posteriormente por densitometria utilizando un Densitómetro Bio-Rad modelo GS-700 (Bio-Rad Laboratories, Inc. Richmond, CA), utilizando el programa de software Multi-Analyst/PC (Bio-Rad Laboratories, Inc. Hercules, CA). Este programa permitió obtener la localización de cada una de las bandas proteicas en el gel, así como su distancia de migración y la concentración proporcional respecto a la cantidad total de proteína aplicada (Bio-Rad, 1997).

Análisis Estadístico

Se realizó un análisis estadístico ANOVA y la comparación de medias de Duncan, con un nivel de significancia del 5% para los parámetros de L^* , a^* y b^* , y para cada uno de los parámetros contemplado en el análisis de textura.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Extracción y cuantificación de astaxantinas

Inicialmente, uno de los objetivos de este trabajo fue estudiar si la dieta del cochito afecta la fijación de la astaxantina en su músculo, y si durante el almacenamiento este pigmento sufría cierta degradación, que pudiese ser asociada con los cambios de color del filete de cochito durante su almacenamiento. Sin embargo, solamente dos de 16 muestras analizadas presentaron astaxantina obteniendo a partir de ellas una concentración promedio de 0.064 mg de astaxantina por kg de músculo de cochito con valores que oscilaron entre 0.028-0.142 mg/kg (Cuadro 5). Probablemente, la baja concentración detectada de astaxantina este relacionada con la composición muscular del cochito. Lo anterior se puede deber a que la astaxantina es un pigmento con un alto grado de hidrofobicidad, característico en las especies grasas; es probable que este pigmento, a pesar de ser adquirido por el consumo de crustáceos pequeños y gusanos poliquetos ricos en astaxantinas, no se fije en el músculo de cochito por ser una especie magra (0.8% de lípidos) (Pacheco y col., 2003).

Considerando la ausencia de astaxantina en el músculo de cochito, se infiere que no existe relación entre la degradación de este pigmento con los cambios de color que sufre el filete de cochito durante su almacenamiento en hielo, lo cual posiblemente se deba a otro mecanismo bioquímico posmortem no estudiado en el presente estudio.

Cuadro 5. Concentración de astaxantina en filete de cochilo.

Día de almacenamiento	Concentración de astaxantina (mg/kg músculo)
0	0.042 ± 0.012 *
1	ND
2	ND
5	ND
8	0.086 ± 0.051 *
12	ND
16	ND
20	ND

N= 16

Los resultados son valores promedio de las muestras analizadas en cada día de muestreo (n=2; por triplicado). * Promedio de una sola muestra.

Inspección directa visual y Colorimetría de triestímulo

La Figura 10 muestra los cambios de color en filete de cochito obtenidos mediante la inspección visual directa. Los cambios se dan prácticamente en los primeros cinco días de almacenamiento y a partir del día ocho la tonalidad adquirida permanece constante.

De acuerdo a los resultados, se observó que el color del filete de cochito es afectado por el tiempo de almacenamiento. Siendo inicialmente de una tonalidad rosácea, a partir del día ocho adquiere distintas tonalidades que varían de amarillas-lechosas a café-verdosas, lo cual disminuye su calidad comercial. Este cambio coincide con lo reportado en la mayoría de las especies marinas, las cuales durante el almacenamiento experimentan cambios de color en su músculo (Lapa y col., 2002; Storebakken y Choubert, 1999), y normalmente estos cambios varían de acuerdo al tipo de especie y a la forma de almacenamiento proporcionado al pescado.

En un trabajo preliminar de la bioquímica posmortem de esta especie, Pacheco y col. (2003) de manera subjetiva visualizaron que el cochito almacenado entero, mantiene prácticamente su tonalidad rosácea durante un período de 21 días. Para el cochito que se almacenó en forma de filete, se visualiza que solamente mantiene su tonalidad por un período de 5 días aproximadamente. En el entendido que el cochito se comercializa en forma de filete, se infiere que, las tonalidades verdosas adquiridas durante el almacenamiento en enhielado reducen su calidad comercial en un período relativamente corto, así como su tiempo de comercialización.

Por otro lado, en pescado, es común relacionar los cambios de color en su músculo con la colorimetría de triestímulo (L^* a^* b^*), principalmente con los

DÍAS DE ALMACENAMIENTO

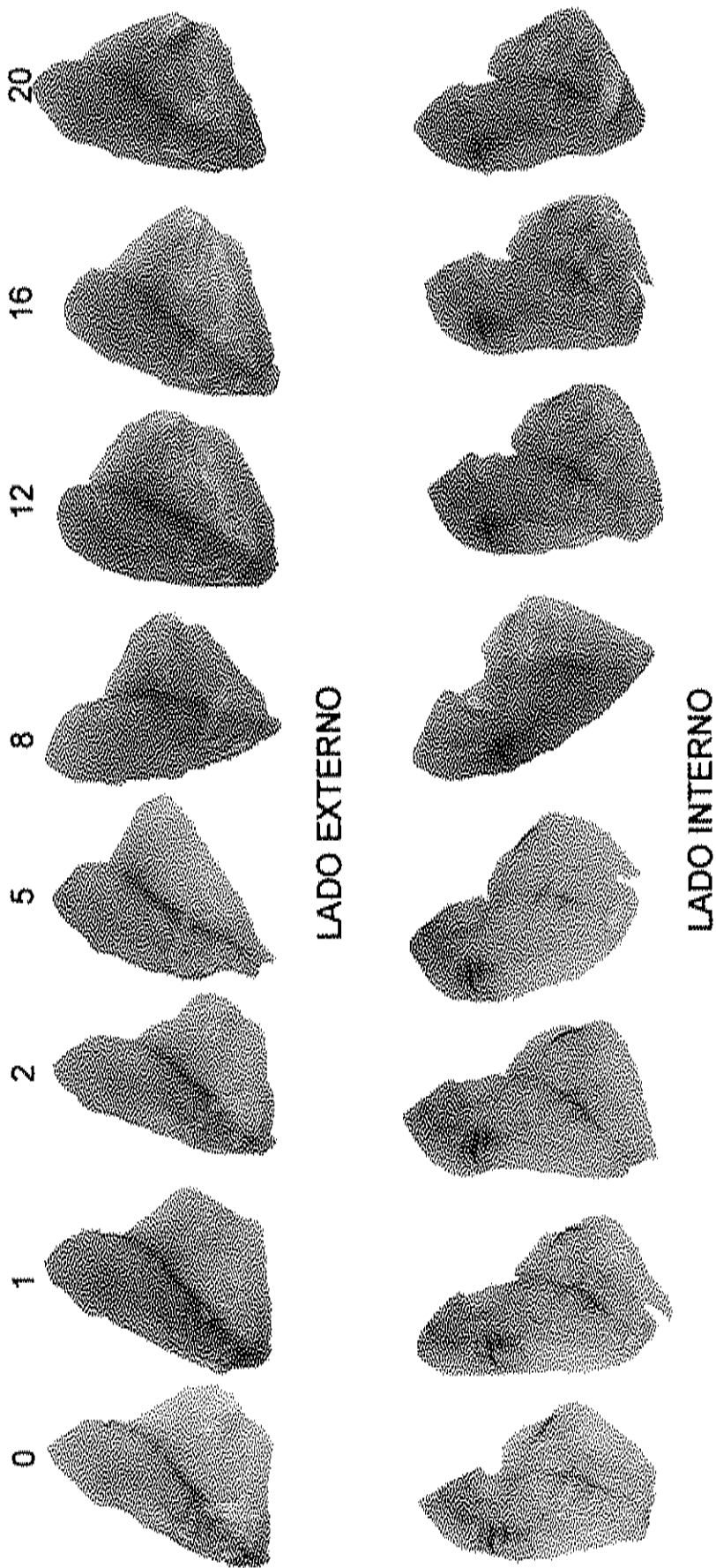
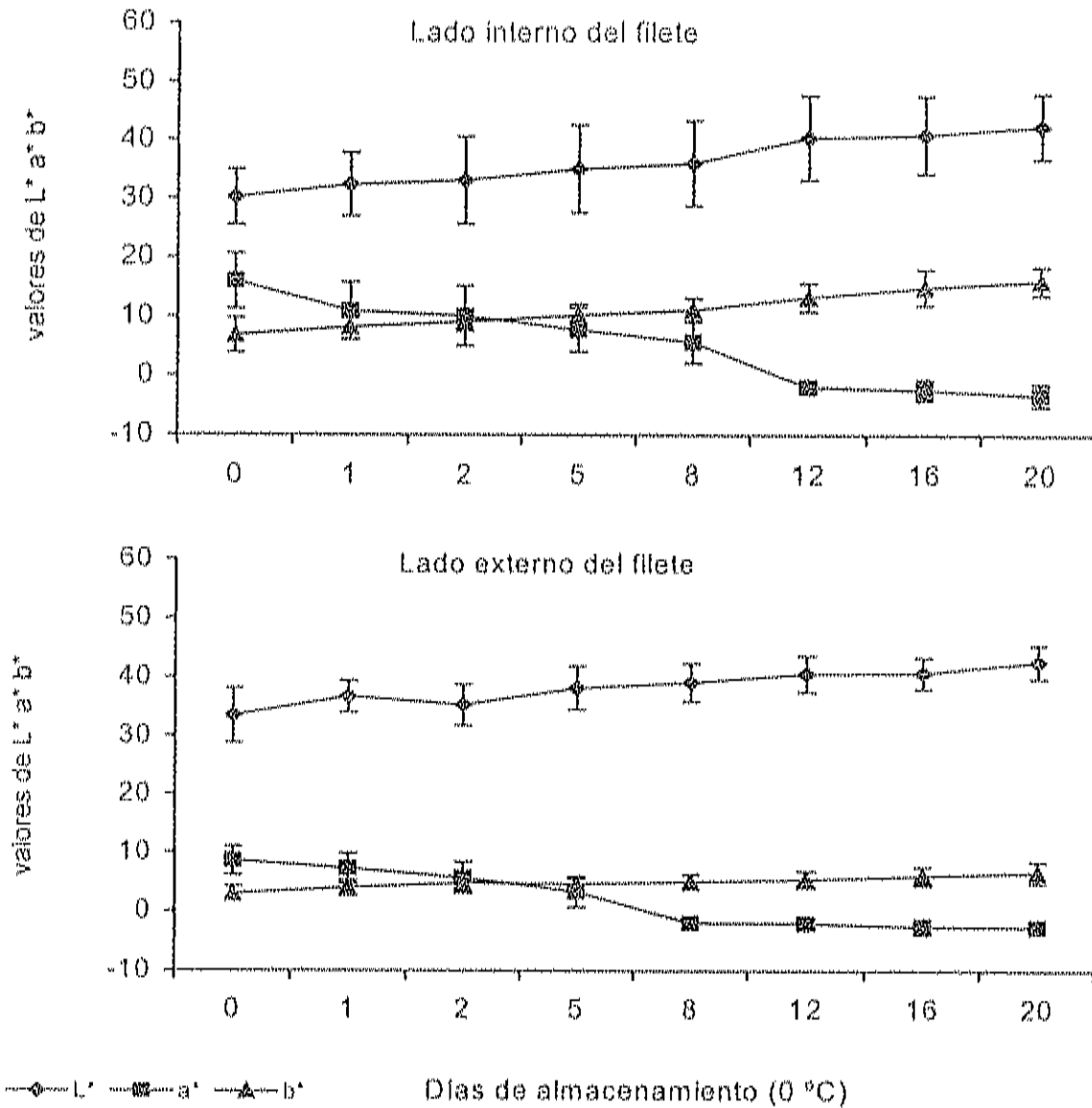


Figura 10. Cambios de color en filete de cochito documentados mediante fotografía digital.

de a^* (Christiansen y col., 1995; Smith y col., 1992). Sin embargo, en algunas especies, los valores de L^* a^* b^* tienden a ser menores dependiendo del tipo de músculo y a su vez de la especie, así como a la diferencia en cuanto a la homogeneidad de color muscular. Como se puede observar en la Figura 10 la coloración del filete de cochito, al igual que los cambios de color, no es homogénea. Se detectan unas zonas más afectadas que otras, principalmente en la zona roja y sobre todo en la región lateral y posterior del filete. A pesar de esta discordancia en la tonalidad del filete de cochito y la no homogénea decoloración, se puede ver una similitud entre el comportamiento de las variables L^* a^* b^* y la inspección visual.

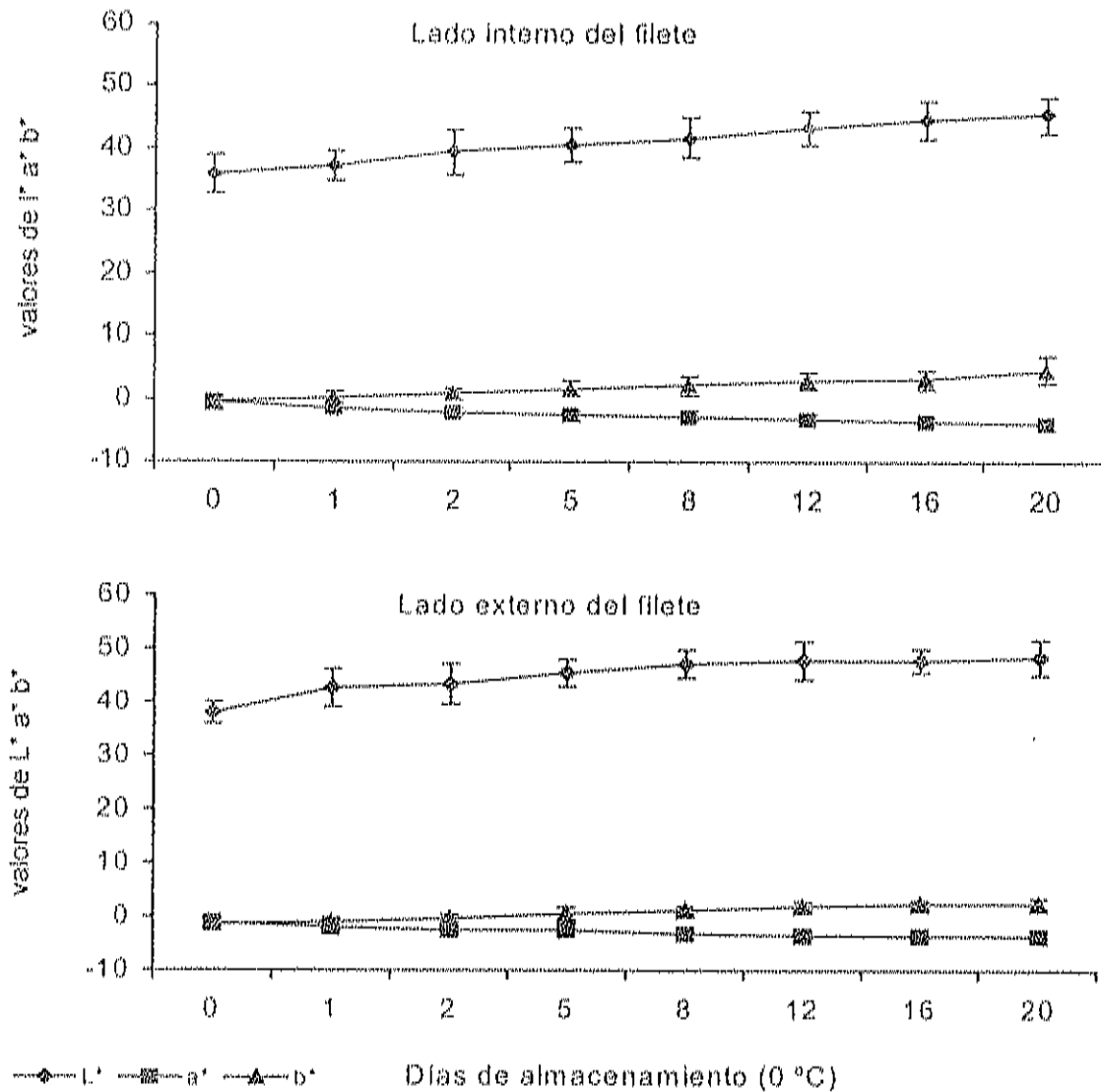
De la Figura 11 a la 13 se presentan los resultados obtenidos en la colorimetría de triestímulo. Los cambios de los parámetros L^* a^* b^* en ambos lados del filete (interno y externo), así como para cada zona de muestreo (zona roja, rosa y de decoloración) fueron significativos ($p < 0.05$). Se observa el mismo comportamiento en cada una de las variables, y en cada una de las zonas analizadas, tanto del lado interno así como para el lado externo. Los valores de L^* y b^* tienden a aumentar conforme transcurre el tiempo de almacenamiento, por su parte de los valores de a^* tienden a disminuir durante el mismo.

En algunas especies marinas, como el milkfish (*Chanos chanos*), se ha asociado la disminución de los valores de a^* con la presencia de tonalidades verdosas en el músculo durante su almacenamiento en refrigeración. Lo anterior se ha relacionado con la oxidación de la mioglobina (Chen y Chow, 2001), o bien, con la relación entre la mioglobina y otros componentes del músculo (Babbitt y col., 1977; Nagaoka y Suzuki, 1964; Ok-koo y col., 1969; Yamagata y col., 1970). Por ejemplo, la combinación de Mb con el óxido de



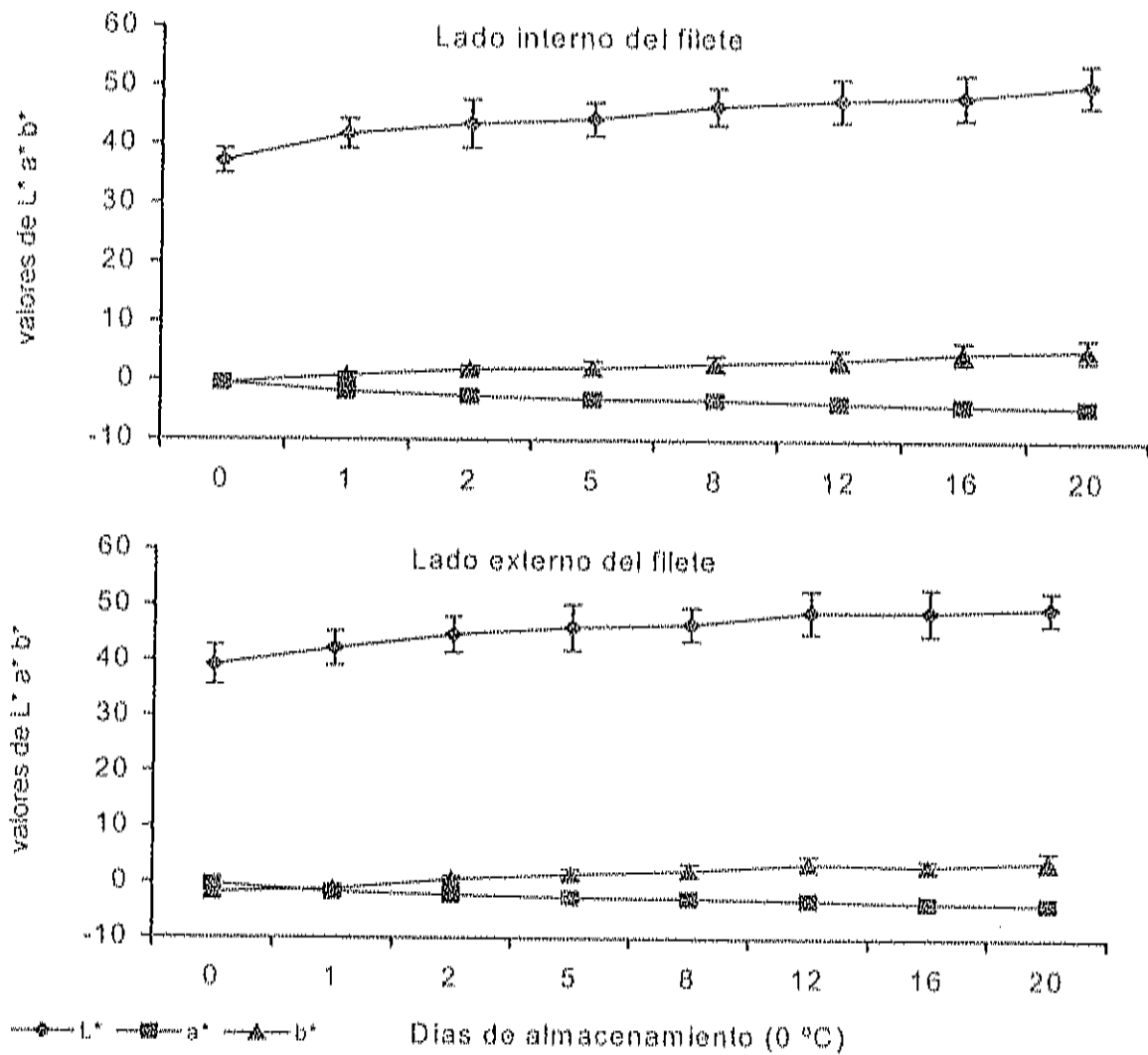
Los valores mostrados son valores promedio de los 15 cochilos analizados en cada día de muestreo.

Figura 11. Cambios en las variables de L* a* b* de la zona roja en ambos lados del filete.



Los valores mostrados son valores promedio de los 15 cochitos analizados en cada día de muestreo.

Figura 12. Cambios en las variables de L* a* b* de la zona rosácea en ambos lados del filete.



Los valores mostrados son valores promedio de los 15 cochitos analizados en cada día de muestreo.

Figura 13. Cambios en las variables de L* a* b* de la zona de decoloración en ambos lados del filete.

trimetilamina (TMAO) generan lo que se conoce como efecto "greening" que se caracteriza por impartir tonalidades verdosas en el músculo de pescado, por lo general es observado en la superficie y en la región posterior del mismo (Yamagata y col., 1971; Yamagata y col., 1969).

Para los filetes del cochito, el comportamiento observado en la colorimetría de tristímulo es similar a los reportados por Chen y Chow (2001). Ellos registraron un aumento de 57.1 a 66.9 para L^* y de 4.6 a 18.1 para b^* , mientras que en a^* observaron una disminución de 26.6 a 11.5. En cochito se registró un aumento de L^* de 30 a 50 y de b^* de 5 a 13, y una disminución en a^* de 18 a -5. Tomando en cuenta la similitud en el comportamiento de las variables, en ambas especies, existe la posibilidad de que la oxidación de la Mb sea la responsable de impartir tonalidades indeseables en cochito, por lo que se requieren de estudios futuros que documenten este comportamiento.

Pruebas de esfuerzo al corte

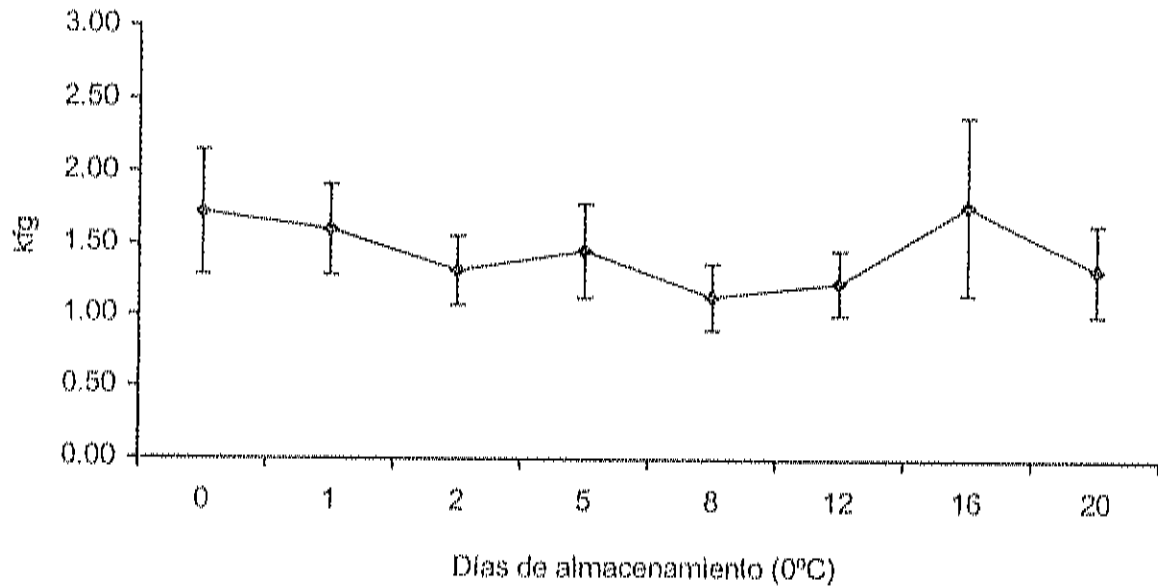
Se sabe que durante el almacenamiento del pescado en hielo, la calidad de su músculo tiende a disminuir; reduciendo de esta manera su aceptación comercial para consumo directo y para su uso tecnológico. Normalmente una de las características que se ve afectada es la textura del músculo, siendo influenciada por diversos factores tanto endógenos como exógenos a la especie (Hultmann y Rustad, 2002; Shenouda, 1980). Además, el tiempo en que se manifiestan cambios de textura, es muy variable entre una especie y otra (Hultmann y Rustad, 2002; Sigholt y col., 1997; Sikorski y col., 1990). Ashie y col. (1997) proponen que a partir del primer día de almacenamiento las especies marinas reducen significativamente la textura de su músculo, cuando estas son almacenadas de 0-4 °C.

Para los filetes de cochito del presente trabajo no se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$), en cuanto a la textura de los mismos durante su almacenamiento a (0 °C). En la Figura 14 se puede visualizar que el filete de cochito mantuvo la textura firme durante todo el periodo de almacenamiento.

A diferencia de otras especies, el filete de cochito mantiene su firmeza por un periodo relativamente grande. Por ejemplo, el salmón rosa (*Oncorhynchus gorbuscha*) y la raya (*Raja clavata*) son especies que mantienen una firmeza aceptable por un tiempo máximo de 4 y 9 días respectivamente (Pastoriza y Sampedro, 1994). Por su parte el cochito mantiene su textura hasta el final del tiempo de almacenamiento establecido por 20 días. Esto da un mayor margen para su total aprovechamiento comercial; siempre y cuando se mantengan las condiciones de temperaturas óptimas de almacenamiento (0 °C). Lo anterior hace suponer, que esta especie es de buena calidad para su comercialización en filete fresco principalmente.

pH y Capacidad de retención de agua (CRA)

Normalmente, los posibles cambios de textura que se dan en el filete de pescado se han asociado a los cambios de pH que se generan el músculo posmortem. Y a su vez, la capacidad de retención de agua (CRA) depende de los cambios de pH (Love y col., 1975). Aspectos como temporada de captura, alimentación, grado de actividad, o estrés durante su captura y el tipo de músculo hacen que existan diferentes pH musculares, y por ende los cambios en la CRA también difieren entre una especie y otra (Ocaño, 1999). Además en los cambios posmortem, el contenido de glucógeno y la degradación de moléculas de ATP después de la captura también son responsables de las fluctuaciones de pH que se presentan en el músculo (Aubourg, 1998).



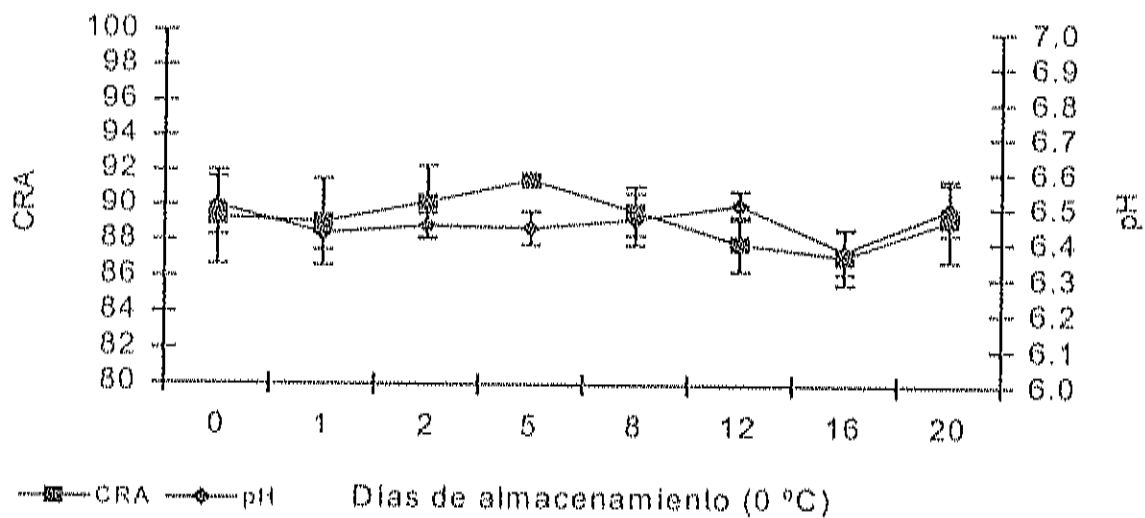
Los valores mostrados son valores promedio de los 4 cochitos analizados y de sus respectivas repeticiones (4) en cada día de muestreo.

Figura 14. Cambios de textura de filetes de cochito almacenados en hielo (0 °C).

Como se pudo observar en la Figura 14, el filete de cochito mantuvo su textura firme durante todo el periodo de almacenamiento, estos cambios pueden asociarse al comportamiento de pH y CRA para los mismos filetes mostrados en la Figura 15, donde no se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$), con valores de pH que oscilaron entre 6.5 y 6.4 y un promedio de 6.45, mientras la CRA se mantuvo constante en un 88% durante todo el periodo.

En estudios preliminares, en filete de pescado almacenado en hielo, se encontraron comportamientos similares a los de cochito. Hultmann y Rustad (2002), en filete de salmón, observaron valores promedio de pH de 6.39, mientras que la textura no varió significativamente. Para los filetes de cochito se observan valores promedio de pH de 6.45 sin variación significativa, y a su vez la textura se mantuvo constante (1.75 kgf) durante todo el periodo de almacenamiento. En otro estudio, Dondero y col (1989) observaron en merluza (*Merluccius gayi gayi*), salmón y bacalao, que a valores de pH entre 6.5 y 7, la CRA se mantiene alrededor del 80% durante todo el periodo de almacenamiento. En este trabajo, el filete de cochito, mantuvo prácticamente constante su CRA con un valor de aproximadamente un 88 %. Lo anterior manifiesta un bajo porcentaje en la pérdida de la CRA (alrededor del 10%), y se asume que esta relacionado con la poca variabilidad de pH observado.

Este alto porcentaje de CRA (88%) del músculo de cochito representa una gran importancia dentro de la industria tecnológica pesquera. Como se ha mencionado, todos los procedimientos tecnológicos de fabricación de productos elaborados a partir de músculo de pescado están influenciados por su capacidad de retención de agua (Flores y Bermell, 1984; Jonsson y col., 2001). Especies que posean alrededor de un 80% de CRA en su músculo, se han considerado de buena calidad para su utilización como materia prima. En



Los valores mostrados son valores promedio de los 4 cochitos analizados y de sus respectivas repeticiones (3 para pH y 2 para CRA) en cada día de muestreo.

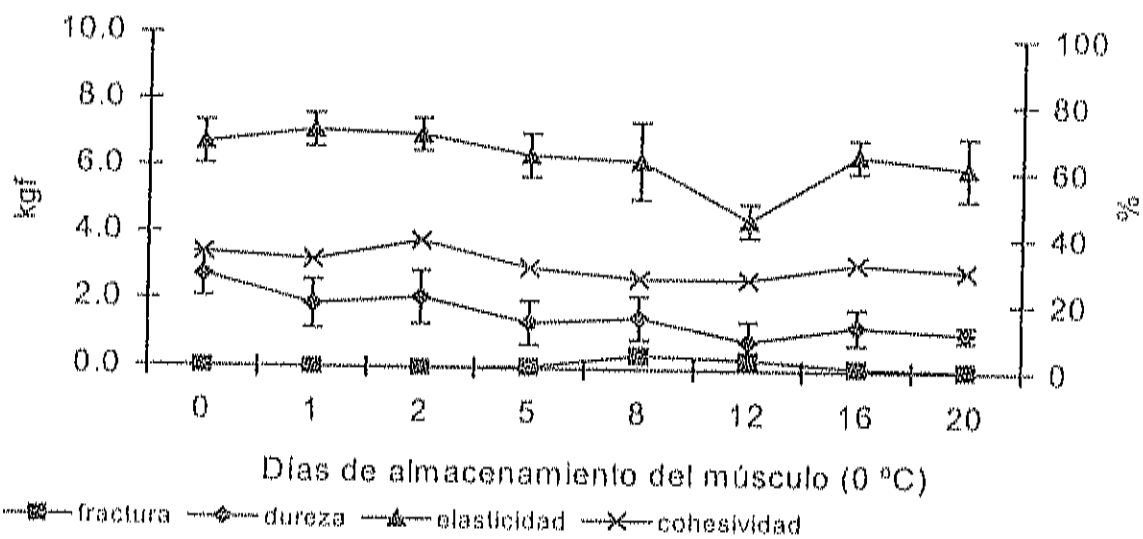
Figura 15. Cambios de pH y CRA en filete de cochito almacenado en hielo (0 °C).

relación con lo anterior, y a los resultados obtenidos en la evaluación de la CRA del filete de cochito, es de esperar que esta especie manifieste buenas propiedades funcionales; y sea considerada de buena calidad dentro de la industria pesquera.

Análisis de perfil de textura (APT) y Actividad proteolítica total

La capacidad de gelificar es una propiedad tecnológica funcional del músculo de pescado que durante el almacenamiento puede verse afectada, y los cambios que se presentan son diferentes entre una especie y otra. Y existen estudios afirmando que, en la mayoría de las especies marinas los cambios en la capacidad de gelificación se dan a partir del segundo día de almacenamiento (Lefévre y col., 1999; Panchavarnam y col., 2003; Sikorski, 2001).

En la Figura 16 se muestran los resultados obtenidos en el APT de los geles elaborados del filete de cochito almacenado a 0°C. No se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$) en la fracturabilidad, elasticidad y cohesividad de los geles, los valores tienden a mantenerse constantes. Sin embargo la dureza mostró una tendencia a disminuir no significativa ($p > 0.05$), de acuerdo con Yongswatdigui y Park (2002), la disminución de dureza del gel influye sobre los cambios de elasticidad y cohesividad del mismo. En este caso en los filetes del cochito se observó un comportamiento similar en estas tres variables. La disminución de dureza, elasticidad y cohesividad se asocian con la reducción de las interacciones hidrofóbicas que sufre la miosina durante la gelificación (Yongsawatdigui y col., 2002; Ramirez y col., 2000^{b,c}). Lo anterior genera mayor interacción proteína-proteína, afectando las interacciones proteína-agua



Los valores representan valores promedio de los 4 cochitos analizados y de sus respectivas repeticiones (2) durante cada día de muestreo.

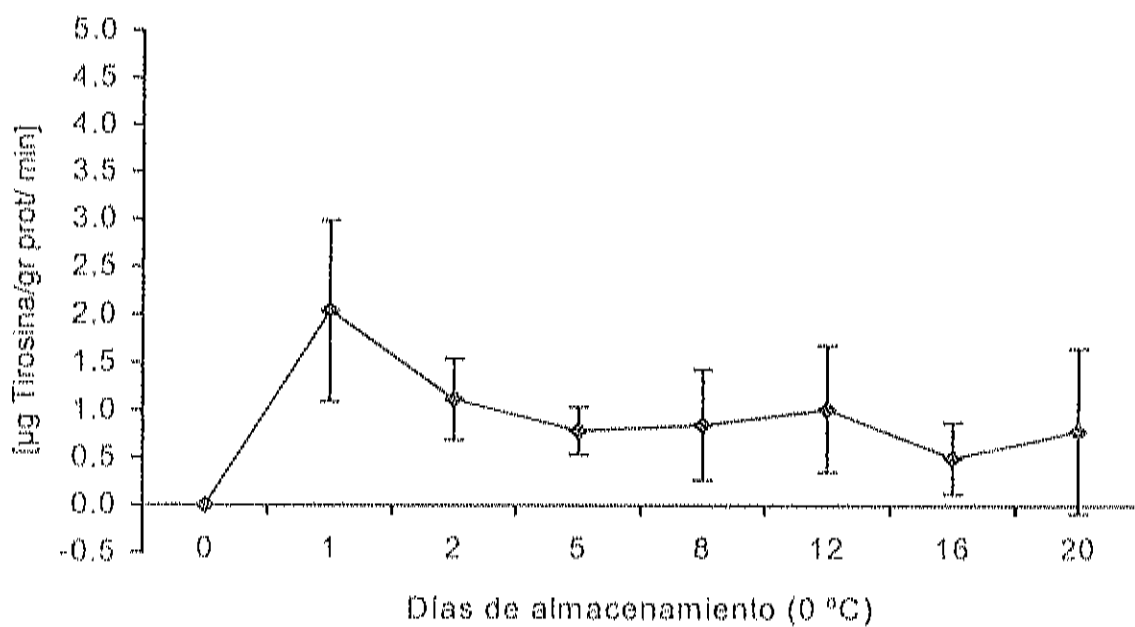
Figura 16. Propiedades funcionales de los geles elaborados a partir de filete de cochito almacenado en hielo (0 °C).

y por ende afecta la elasticidad y cohesividad de los geles (Visessanguan y An, 2000; Dagher y col., 2000).

Normalmente, la dureza y elasticidad del gel ayudan a definir los geles de excelente calidad o grado AA como comúnmente se clasifican (Pacheco y col., 1989). Cortes (2000), en un estudio de elaboración de geles de sardina crinuda, reporta valores promedio de 3.43 ± 0.82 y 2.95 ± 0.62 Kgf para dureza y fracturabilidad respectivamente, 66 ± 8.0 % para elasticidad y 31.7 ± 6.0 % para cohesividad. Con estos valores, Cortes (2000) clasifica los geles de buena calidad. En este trabajo, se obtuvieron valores promedio de 1.62 ± 0.60 Kgf para dureza, no se observó fractura, 63 ± 8.0 % para elasticidad y 31.0 ± 3.7 % para cohesividad. Como se puede ver, los valores obtenidos son menores en cochito comparados que los obtenidos en sardina. Prácticamente no presentan fracturabilidad, pero si manifiestan una dureza elasticidad y cohesividad relativamente considerable.

La buena capacidad de gelificar que mostraron los filetes de cochito, quizás esté relacionada a la baja actividad proteolítica manifestada durante el proceso de gelificación (Figura 17), la cual no fue significativa ($p > 0.05$). Se ha reportado que, solo en aquellas especies que manifiestan una alta actividad proteolítica (mayor de $10 \mu\text{g}$ Tirosina/g proteína/min) en su músculo, su capacidad de gelificación se ve afectada de manera negativa. Por ejemplo en especies como merluza del pacífico, salmón y sardina monterrey se ha observado una alta actividad proteolítica y una baja capacidad de gelificación térmica (Andersen y col., 1997; Pacheco y col. 2003; Roura y Crupnik, 1995).

Para los filetes del cochito el valor de actividad proteolítica fue en promedio de $1.0 \mu\text{g}$ Try/g proteína/min, durante todo el almacenamiento a 0°C . Esta baja actividad registrada posiblemente se deba a su músculo blanco y



Los valores representan valores promedio de los 4 cochitos analizados y de sus respectivas repeticiones (3) durante cada día de muestreo.

Figura 17. Actividad proteolítica manifestada en el sol elaborado a partir de filete de cochito almacenado en hielo (0 °C).

magro, ya que el alto contenido de lípidos en el músculo de especies grasas y de músculo obscuro, como la sardina, trae consigo un incremento en la actividad proteolítica del mismo y la reducción de sus propiedades funcionales (Andersen y col., 1997). Lo último es consecuencia de la presencia de las enzimas proteasas alcalinas en el músculo de pescado, mismas que son estables a temperaturas de 60 - 70 °C y durante el proceso de gelificación, su actividad liberada por las condiciones de incubación, reduce la formación de un gel (Makinodan y col. 1963).

Para los filetes de cochito los resultados muestran que se mantiene su propiedad de gelificar durante todo el período de almacenamiento, y esto puede ser asociado a la baja actividad proteolítica registrada durante el proceso de gelificación. De esta manera se recomienda el cochito para su utilización como materia prima en la industria pesquera, principalmente en la elaboración de productos gelificados, como una alternativa a su consumo actual de fresco o fresco-congelado.

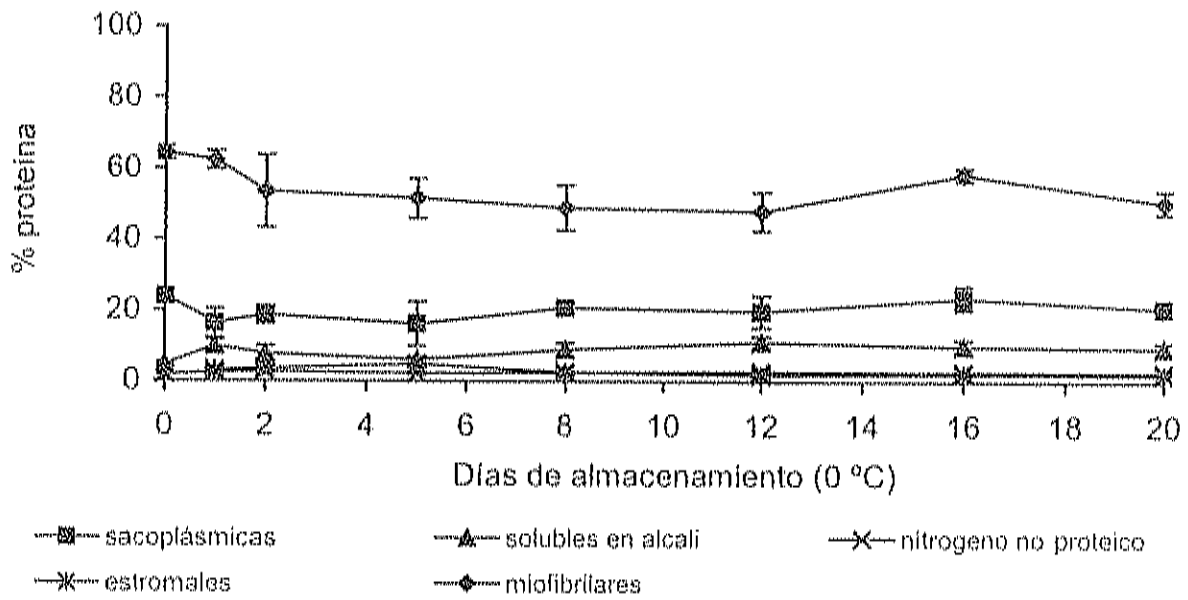
Capacidad de extracción proteica

Los cambios en la capacidad de extracción proteica del músculo de pescado se han relacionado íntimamente con los cambios de textura, y de las propiedades funcionales del mismo. Estos cambios varían entre una especie y otra, y son influenciados por diversos factores como actividad proteolítica endógena del músculo, la oxidación lipídica en caso de especies grasas y de la agregación proteica, y a que todos estos factores dependen en gran parte del tiempo y temperatura de almacenamiento (Dondero y col., 1989; Himmelbloom col., 1994; Papa y col., 1997).

En la Figura 18 se muestran los resultados obtenidos en la capacidad de extracción proteica de los filetes de músculo de cochito durante el período de almacenamiento. La fracción sarcoplásmica y la miofibrilar tienden a disminuir significativamente ($p < 0.05$) de 24.0 a 20.8 % y de 64.4 al 50.7% respectivamente. Por su parte, el contenido de nitrógeno no proteico y la fracción soluble en álcali aumentaron significativamente ($p < 0.05$) de 1.9 a 2.8% y de 4.7 a 9.6% respectivamente, mientras que la fracción estromal mostró ligeras variaciones no significativas ($p > 0.05$), con valores de 3.1 a 2.2%.

El porcentaje de extracción obtenido para cada una de las fracciones, muestran un comportamiento similar al reportado en músculo de diferentes especies de pescado (Kijowski, 2001; Pacheco y col., 2003; Sikoski, 2001). Los valores promedios en los filetes de cochito indican un 20% sarcoplásmicas, 9% solubles en álcali, 55% de miofibrilares, 3% estromales y 3% de nitrógeno no proteico. El alto porcentaje de proteínas miofibrilares y el bajo porcentaje de proteínas solubles en álcali supone la ausencia de una agregación proteica. Normalmente la presencia de un alto porcentaje de proteínas solubles en álcali es derivado de la agregación de las proteínas miofibrilares (Hashimoto y col., 1979) en el músculo; en las que se reduce su capacidad de extracción. Este comportamiento indica que el cochito es una especie de muy buena calidad para su consumo directo, y que cuando sea cocinado presentará un filete suave y jugoso (Kijowski, 2001).

Finalmente, la excelente capacidad de extracción de la fracción proteica miofibrilar registrada en filetes de cochito le confiere mejores propiedades funcionales (Himelbloom col., 1994; Laroche y col., 1996). Como se pudo observar en este trabajo, el filete de cochito mantuvo su CRA constante durante todo el período de almacenamiento. Además mediante el TPA realizado a los geles se pudo observar la excelente capacidad de gelificar que posee su



Los resultados representan el % de cada una de las proteínas de acuerdo al contenido total de proteína en el músculo. Los valores son valores promedio de los 4 cochitos analizados y sus respectivas repeticiones (2) en cada día de muestreo.

Figura 18. Comportamiento de la fracción proteica del filete de cochito durante su almacenamiento en hielo (0 °C).

músculo. Estas características están relacionadas con la posible ausencia de agregación proteica miofibrilar. No obstante, esto se debe reforzar mediante otras determinaciones relacionadas con la capacidad de extracción de proteínas. Un ejemplo de ello es mediante un análisis electroforético en los cuales se pueden visualizar los cambios que se dan en la fracción proteica del músculo de pescado, como se podrá observar más adelante.

Análisis electroforético

De la fracción miofibrilar extraída con solución salina, se obtuvo el perfil electroforético utilizando geles de SDS-PAGE bajo condiciones desnaturizantes. Como se puede ver en la Figura 19, las bandas proteicas se aprecian a partir de la línea base. De acuerdo con Cortes (2000), este comportamiento denota la presencia de agregados proteicos de alto peso molecular que no lograron entrar a los geles.

Benjakul y col. (1997) observó un caso similar en merluza del Pacífico durante su almacenamiento en hielo, y lo ha relacionado con la formación de uniones S-S a través de la oxidación de los grupos SH de la miosina; lo que genera agregados proteicos (Yongsawatdigui y Park, 2002). En músculo de pescado, los agregados proteicos se ha relacionado con la actividad de enzimas catepsinas (Benjakul y col., 1997; Xiong y Anglemier, 1989) y enzimas transglutaminasas (TGasa) (Yongsawatdigui y col., 2002) existentes en el músculo, lo que ocasiona una hidrólisis y una subsecuente agregación miofibrilar (Beas y col., 1990). Sin embargo a estas temperaturas de almacenamiento (0 °C) la actividad es muy baja y en varias ocasiones no es detectada; a diferencia de la actividad registrada en el músculo de especies almacenadas a temperaturas mayores de 5°C, donde se presentan valores

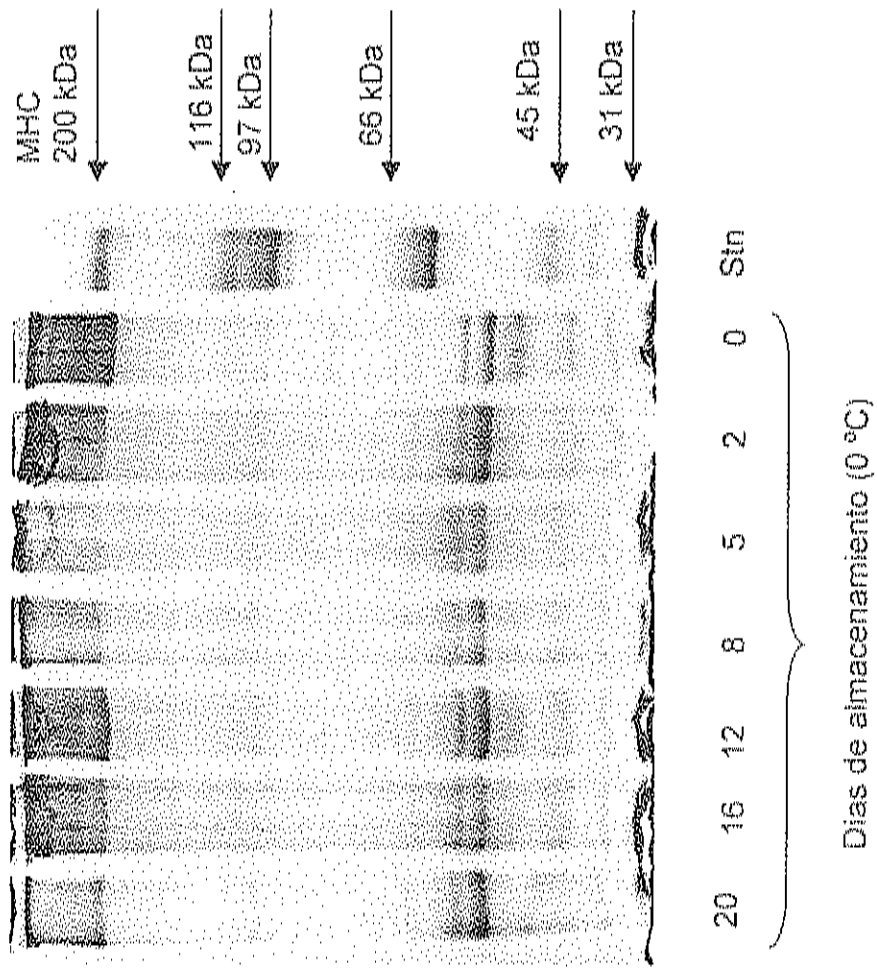


Figura 19. Perfil electroforético en SDS-PAGE y en condiciones desnaturalizantes de la fracción proteica miofibrilar solubilizada en solución salina. Se aplicaron 40 µg de proteína por carril.

altos de actividad enzimática, que disminuyen la funcionalidad de las proteínas miofibrilares (Benjakul y col., 1997).

Considerando los resultados obtenidos en los perfiles proteicos, se asume que durante el almacenamiento de cochito se genera cierta actividad proteolítica, la cual influye sobre la formación de los agregados proteicos miofibrilares. Con estos resultados podría considerarse que la fracción miofibrilar presentara poca funcionalidad, sin embargo, como ya se discutió el filete de cochito manifestó buena capacidad de gelificación térmica. Esto genera la necesidad de complementar los perfiles electroforéticos con estudios enzimáticos de manera más profunda, específicamente sobre las enzimas catepsinas y transglutaminasa.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

El músculo de cochito mostró ser una matriz proteica muy estable, lo cual genera que mantenga su textura y propiedades funcionales durante un periodo relativamente grande de 20 días. Dando un mayor margen para su comercialización destinado al consumo en fresco y a la industria pesquera.

El color se vio afectado de tal magnitud, por lo que se considera el único problema que disminuye la aceptación de filete de cochito.

No se detectó astaxantina en filete de cochito. Las distintas tonalidades adquiridas y la intensidad de las mismas no son originadas por la oxidación de este pigmento.

Mediante el análisis de inspección visual directa se logro diseñar un esquema de cambio de color que a futuro pueda ser complementada como carta de color, con la cual se podrá orientar al proveedor sobre el tiempo máximo en que el filete de cochito conserva su calidad comercial.

Para minimizar el efecto de almacenamiento sobre los cambios de color, se recomienda almacenar el cochito entero eviscerado, para disminuir la oxidación de los pigmentos existentes en su músculo.

Es necesario desarrollar un análisis más detallado para poder establecer con precisión la naturaleza química de los cambios de color del músculo de cochito. Se propone cuantificar el contenido de mioglobina y su relación con el TMAO como se ha recomendado para otras especies marinas.

BIBLIOGRAFIA

- Abbott, J. A. 1972. Sensory assessment of food texture. Symposium: Texture measurement. Food Technol. 40-49.
- Abdallah, M. B., Marchello, J. A. y Ahmad, H. A. 1999. Effect of freezing and microbial growth on myoglobin derivatives of beef. J. Agric. Food Chem. 47: 4093-4099.
- Andersen, U. B., Thomassen, M. S. y Bencze, R. A. M. 1997. Texture properties of farmed rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*): Effects of diet muscle fat content and time of storage on ice. J. Sci. Food Agric. 74: 347-353.
- Anderson, S. 2000. Salmon color and the consumer. IIFET 2000, Proceedings. Ontario Canada.
- AOAC, 1993
- Ashie I. N. A., Simpson B. K. y Ramaswamy H. S. 1997. Changes in texture and microstructure of pressure-treated fish muscle tissue during chilled storage. J. of Muscle Foods. 8: 13-32.
- Aubourg, S. P. y Medina, I. 1999. Influence of storage time and temperature on lipid deterioration during cod (*Gadus morhua*) and haddock (*Melanogrammus aeglefinus*) frozen storage. J. Sci. Food Agric. 79: 1943-1948.
- Aubourg, S. P. 1998. Effect of pH on fluorescence formation related to fish deterioration. Z Lebensm Unters Forsch A. 207: 268-272.

- Babbit, J. K., Crawford, D. L y Law, D. K. 1997. A research note: Effect of handling and processing on discoloration of albacore tuna. *J. Food Sci.* 42 (2): 557-558.
- Baduj, S. D. 1993. *Química de los alimentos*. Cap. 7: color. pp 307-407. Tercera edición. Addison wesley longman de México, S.A de C. V.
- Beas, V. E., Wagner, J. R., Crupkin, M. y Anon, M.C. 1990. Thermal denaturalization of hake (*Merluccius hibbsi*) miofibrilar proteins. A differential scanning calorimetric and electrophoretic study. *J. Food Sci.* 55 (3) 683-689.
- Bell, J.G., McEvoy, J., Webster, J.L., McGhee, f., Millar, M. R. y Sargent, J. 1998. Flesh lipid and carotenoid composition of scottish farmed atlantic salmon (*Salmon salar*). *J. Agric. Food Chem.* 46: 119-127.
- Benjakul, S., Seymour, T. A., Morrissey, M. T. y An, H. 1997. Physicochemical changes in pacific whiting muscle proteins during iced storage. *J. Food Sci.* 62(4) 729-733.
- Borderías, A. y Montero, P. 1988. Fundamentos de la funcionalidad de las proteínas en alimentos. *Rev. Agroquím. Technol. Aliment.* 28: 159-169.
- Borderías, A. J., Lamua, M. y Tejada, M. 1983. Texture analysis of fish fillets and minced fish by both sensory and instrumental methods. *J. Food Technol.* 18: 85-95.
- Bourne, M. C. 1978. Texture profile analysis. *Food Technol.* 62-72.
- Cañez, C. M. G. 1997. Utilización de proteínas no cárnicas en un sistema modelo proteico de puerco. Tesis de maestría, CIAD AC. Hillo., Son.
- Cerioti, C. H. y Spandrio, L. 1957. Colorimetric determination of tyrosine. *J. Biochem.* 6: 607.

- Colmenero, F.J. y Borderias, A.J. 1983. A study of the effects of frozen storage on certain functional properties of meat and fish protein. *J. Food Technol.* 18:731-737.
- Coppes, Z., Pavlisko, A. y De Vecchi, S. 2002. Texture measurements in fish and fish products. *J. Aq. Food Prod. Technol.* 11 (1): 89-105.
- Cortes, R. J. A. 2000. Elaboración y caracterización funcional de un concentrado proteico a partir de sardina crinuda (*Opisthonema libertate*). Tesis de maestría. Dirección de Tecnología de Alimentos de Origen Animal. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A.C. Hermosillo, Sonora México. p 58-100.
- Cheftel, J. C. y Cheftel, H. 1976. Introducción a la bioquímica y tecnología de los alimentos. Vol 1. Ed. Acribia. Zaragoza España.
- Chen, W. L y Chow, C. J. 2001. Studies on the physicochemical properties of milkfish myoglobin. *J. Food Biochem.* 25: 157-174.
- Cheng, C. S., Hammann, D. D., Webb, N. B. y Sidewell, V. 1979. Effects of species and storage time on minced fish gel texture. *J. Food Sci.* Vol 44: 1087-1092
- Choubert, G., Blanc, J. M. y Courvalin, C. 1992. Muscle carotenoid content and colour of farmed rainbow trout fed astaxanthin or canthaxanthin as affected by cooking and smoke-curing procedures. *Internat J. Food Sci. and Technol.* 27: 277-284.
- Christiansen, R., Struksnaes, G., Etermann, R. y Torrissen, O. J. 1995. Assesment of flesh colour in atlantic salmon (*salmon salar* L.). *Aquaculture Research.* 26: 311-321.

- Dagher, S. M., Hultin, H. O. y Liang, Y. 2000. Solubility of cod muscle miofibrillar proteins at alkaline pH. *J. Aq. Food Prod. Technol.* 9 (4): 49-59.
- Dias, J., Nunes, M. L. y Mendes, R. 1994. Effect of frozen storage on the chemical and physical properties of black and silver scaddardfish. *J. Sci. Food Agric.* 36: 327-325.
- Dondero M., Santibáñez M. A., Tarky W., Curotto E. y Canto M. 1989. Desnaturalización proteica en Merluza (*Merluccius gayi gayi*) almacenada congelada. *Rev. Agroquím. Tecnol. Aliment.* 29 (2): 230-235.
- Echavarrí, C. y Jhonson, E. A. 1998. Enhancement of astaxanthin formation in the yeast *phaffia rhodozyma*. Annual Report.
- Ehira, S., & H. Uchiyama. 1987. Determination of fish freshness using the K value and comments on some other biochemical changes in relation to freshness. pp. 198-207. En: D.E. Kramer, & J. Liston (Eds.). *Seafood Quality Determination. Proceedings of an International Symposium Coordinated by the University of Alaska Sea Grant College Program, Anchorage, Alask. USA., 10-14 November 1986.* Ed. Elsevier Science Publisher B. V. Holanda.
- El Imparcial, Mayo del 2002
- Fennema, O. R. 1996. Colorants en: *Food Chem.* Third edition. Pag. 651-723. Marcel Dekker, Inc. New York, Basel
- Flores, J. y Bermell, S. 1988. Colágeno: características y propiedades de interés para la industria cárnica. *Rev. Agroquím. Aliment.* 28: 463-472.
- Flores J. y Bermell S. 1986. Capacidad de gelificación de las proteínas miofibrilares. *Rev. Agroquím. Tecnol. Aliment.* 26 (3): 318-324.

- Flores J. y Bermell S. 1984. Propiedades funcionales de las proteínas miofibrilares: capacidad de retención de agua. Rev. Agroquím. Tecnol. Aliment. 24 (2): 151- 158.
- García, G.S. 1996. Identificación de Especies Marinas por Métodos Electroforéticos. Tesis de maestría. Dirección de Tecnología de Alimentos de Origen Animal. CIAD, Hermosillo, Son. México.
- Giese, J. 1995. Special report: Measuring physical properties of foods. Food Technol. 49 (2): 54-63.
- Gobantes, I., Choubert, G. y Gómez, R. 1998. Quality of pigmented (astaxanthin and cantaxanthin) rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fillets stored under vacuum packaging during chilled storage. J. Agric. Food Chem. 46: 4358-4362.
- Gómez, G. C., Mendes, R. y Montero, P. 1997. The effect of washing water parameters (pH, hardness and sodium pyrophosphate content) on the water-holding capacity and gelation characteristic of sardine (*Sardina pilchardus*) mince. Zienbensm Unters Forsch A. 204: 13-20.
- Groninger, H., Kudo, G., Porter, R. y Miller, R. 1985. Preparation and evaluation of surimi from pacific whiting. Paper No. 17, presented at international symposium of engineered seafoods including surimi. Seattle, WA, Nov 19-21.
- Guillén, G. C., Mendes, R. y Montero, P. 1997. The effect of washing water parameters (pH, hardness and sodium pyrophosphate content) on the water-holding capacity and gelation characteristics of sardine (*Sardina pilchardus*) mince. Ziebensm Unters Forsch A. 204: 13-20
- Haard, N. F. 1992. Control of composition and food quality attributes of cultured

fish. In: Gökodlu, N., Özden, Ö. Y Erkan, N. 1998. Physical, chemical and sensory analyses of freshly harvested sardines (*Sardina pilchardus*) stored at 4°C. J. Aq. Food Prod. Technol. 7 (2): 5-15.

Hashimoto, K., Watabe, S., Kono, M y Shiro, K. 1979. Muscle protein composition of sardine and mackerel. Bull. Japa. Soc. Sci. Fish. 45 (11): 1435-1441.

Henmi, H., Hata, M. y Hata M. 1989. Astaxanthin and/or cantaxanthin-actomyosin complex in salmon muscle. En: Akhtar, P., Gray, J. I., Cooper, T. H., Garling, D. L. y Booren, A. M. 1999. Dietary pigmentation and deposition of α -tocopherol muscle and liver tissue. J. Food Sci. 64 (2): 234-239.

Himmelboom, B. H, Crapo, C., Brown, E., Babbit, J. y Reppond, K. 1994. Pink salmon (*Oncorhynchus gorbuscha*) quality during ice and chilled seawater storage. J. Food Quality. 17: 197-210.

Howell, B. K., Matthews, A. D. y Donnelly, A. P. 1991. Thermal stability of fish miofibrils: a differential scanning calorimetric study. Internat J. Food Sci. and Technol. 26: 283-295.

[Http://3w.sonora.org.mx/espanol/facts/fishing.phpgares](http://3w.sonora.org.mx/espanol/facts/fishing.phpgares)

[Http://www.abelard.org/colour/col-hi.htm](http://www.abelard.org/colour/col-hi.htm)

[Http://www.fao.org/docrep/v4700s/v4700s06.htm](http://www.fao.org/docrep/v4700s/v4700s06.htm)

Hultmann, L. y Rustad, T. 2002. Textural changes during iced storage of salmon (*Salmon salar*) and cod (*Gadus morhua*). J. Aq. Food Prod. Technol. 7 Vol. 11 (3/4)105-123

- Humann, P. y N. DeLoach, 1993. Reef fish identification. Galápagos. New World Publications, Inc., Florida. 267 p.
- Hylding, G. y Nielsen, D. 2001. A review of sensory and instrumental methods used to evaluate the texture fish muscle. *J. Texture Studies*. 32: 219-242.
- James, G. 1995. Measuring physical properties of foods. *Food Technol.* 49 (2): 54-63.
- Jonsson, A., Sigurgisladottir S., Hafsteinsson H. Y Kristbergsson K. 2001. Textural properties of raw atlantic salmon (*Salmon salar*) fillets measured by different methods in comparison to expressible moisture. *Aquaculture Nutrition*. 7: 81-89.
- Kijowski, J. 2001. Capitulo 10: Muscle protein. pp. 233-270. EN: Sikorski, Z. 2001. Chemical and functional properties of food proteins. Technomic Publishing Company, Inc.
- Kim, Y. H., Nam, K. C. y Ahn, D. U. 2002. Color, oxidation-reduction potential, and gas production of irradiated meats from different animal species. *Food Chem. and Toxic.* 65 (5): 1692-1695.
- Kinoshita, M., Toyohara, H. y Shimizu, Y. 1990. Induction of carp muscle multicalalytic proteinase activities by sodium dodecyl sulfate and heating. *Comp. Biochem. Physiol.* 96B: 565-569. En: Stoknes, I. y Rustad, T. 1995. Proteolytic activity in muscle from atlantic salmon (*Salmon salar*). *J. Food Sci.* 60 (4): 711-714.
- Konno, K., Yamamoto, T., Takahashi, M. y Kato, S. 2000. Early structural changes in myosin rod upon heating of carp myofibrils. *J. Agric. Food Chem.* 48: 4905-4909.

- Kramer, A. 1972. Texture- *its* & Definition, measurement relation to other attributes of food quality. Symposium: Texture measurement. Food Technol. 26 (1): 34- 39.
- Laemmli, U.K. 1970. Most commonly used discontinuous buffer system for SDS electrophoresis. Nature. 227:670.
- Lanari, M. C., Cassens, R. G., Schaefer, D. M. y Scheller, K. K. 1993. Dietary vitamin E enhances color and display life of frozen beef from holstein steers. J. Food Sci. 58(4): 701-704.
- Lanier, T. C. 1992. Surimi Science/ Chemistry. En: Surimi and surimi seafood, ed. J.W. Park the 7th Annual. OSU Surimi technology school. En: Graciano, V. A. 2000. Efecto del pH y uso de crioprotectantes sobre la estabilidad química, física y funcional de un concentrado proteico producido a partir de sardina monterrey (*Sardinops sagax caerulea*). Tesis de maestría del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. Hillo., Son. México
- Lapa, G. J., Azevedo da Silva, M., Eduardo de Felício, P. y Guzmán C. E. 2002. Sensory, colour and psychrotrophic bacterial analyses of squid (*Loligo plei*) during storage in ice. Lebesm.-Wiss. U.-Technol. 35: 21-29.
- Laroche, M., Fauconneau, B. y Marcel, J. 1996. Effect of postmortem storage time and temperature (chilling and freezing) on flesh texture of trout (*Salmon trutta*) and carp (*Cyprinus carpio*).
- Lefèvre, F., Culliol, J., Monier, S. J. y Ouali, A. 1999. Capítulo 25: Muscle polymorphism and gelling properties of myofibrillar proteins from poultry, mammals and fish . pp: 365-392. En: Xiong, Y. L., Ho, C. y Shahidi, F. 1999. Quality attributes of muscle foods. Kluwer Academic/Plenum Publishers. N. Y.

- Love, M. R., Lavety, J. Y Garcia, N. G. 1975. The connective tissue of fish.VI. Mechanical studies on isolated mycommata. J. Food Technol. 7: 291-302
- Madhavi, D. L. y Carpenter, C. E. 1993. Aging and processing affect color, metmyoglobin reductase and oxygen consumption of beef muscles. J. Food Sci. 58: 939-942.
- Makinodan, Y., Yamamoto, M. y Shimuda, W. 1963. Studies on muscle of aquatic animals-XXXIX. Protease in fish muscle. Bull Jap. Soc. Sci. Fish. 29: 776-780. En Stoknes I. y Rustad T. 1995. Proteolytic activity in muscle from atlantic salmon (*Salmon salar*). J. Food Sci. 60 (4): 711-714.
- Márquez, R. E. 2000. Evaluación de la Pérdida de Calidad en Sierra (*Scomberomorus concolor*) debido al manejo poscaptura en la pesca ribereña de Bahía de Kino. Tesis de Licenciatura de la Universidad de Sonora. Hillo, Son. México.
- Mathews y Van Holde. 1995. Biochemistry. Second Edition. pp. 210-257. The Benjamin/ Cummings Publishing Company, Inc. Menlo Park, CA.
- Matthews, A. D. 1983. Muscle colour deterioration in iced and frozen stored bonito, yellowfin and skipjack tuna caught in Seychelles waters. J. Food Technol. 18: 387-392.
- Meyers, S. P. y Bligh, D. 1981. Characterization of astaxanthin pigments from heat processed crawfish waste. J. Agric. Food Chem. 3: 505-508.
- Morrissey, P. A., Mulvihill, D. M. y O'Neill, E. M. 1987. Developments in food proteins. Edited by B. J. Hudson Elsevier applied science publishers, LTD.
- Nagaoka, C. y Suzuki, N. 1964. Detection of green-meat tuna before cooking. Food Technol. 18 (5): 183-187.

- Náutico. 2000. Calle 29 s/n punta de lastre col., centro. Guaymas, Sonora, México.
- No, H. K y Storebakken, T. 1991. Color stability of rainbow trout fillets during frozen storage. *J. Food Sci.* 56 (4): 469-984.
- Ocaño, H. V. 1999. Caracterización parcial del comportamiento bioquímico posmortem y Desarrollo de productos a partir de callo de almeja catarina (*Argopecten ventricosus*) y almeja mano de león (*Nodipecten subnodosus*) de Baja California México. Tesis de maestría del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. Hillo., Son. México.
- Ocaño, H. V. 1997. Desarrollo de un producto de humedad intermedia tipo jerky a partir de bagre (*Ictalurus punctatus*). Tesis de licenciatura de la Universidad de Sonora. Hillo., Son. México.
- Ofstad, R., Egelanddal, B., Kidman, S., MyKlebust, R., Olsen, R. L. y Hermansson, A. M. 1996. Liquid loss as effected by postmortem ultrastructural changes in fish muscle: Cod (*Gadus morhua L*) and Salmon (*Salmo salar*). *Lebesm.-Wiss. U.-Technol.* 71: 301-312.
- Ofstad, R., Kidman, S., Reidar, M., Olsen, R. y Hermansson, A. M. 1995. Liquid-holding capacity and structural changes in comminuted salmon (*Salmon salar*) muscle as influenced by pH, salt and temperature. *Lebesm.-Wiss. U.-Technol.* 28: 329-339.
- Ok-koo, G., Cobb, B. F., Mebine, B. y Brow, W. D. 1969. Formation of a green pigment from tuna myoglobins. *J. Food Sci.* 34: 404-407.
- Pacheco, R., Ocaño, V. M., Castillo, F. J., Morán, E. F y Márquez, E. 2003. Preliminary study of postmortem biochemical behavior in muscle of finescale trigger fish (*Balistes polylepis*) from the Gulf of California, México. Centro de

Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. Hillo., Son. México. (en imprenta)

Pacheco, A. R., Lugo, S. M. y Robles, B. M. 2000. Postmortem biochemical and functional characteristic of monterey sardine muscle stored at 0 °C. *J. Food Sci.* 65: 40-46.

Pacheco, A. R. y Crawford, D. L. 1994. Effect of potassium bromate in the gel forming ability of pacific whiting (*Merluccius products*). *J. Food Sci.* 59: 786-791.

Pacheco, A. R., Crawford, D. L. y Lampila, L.E. 1989. Procedures for the efficient washing of minced whiting (*Merluccius products*) flesh for surimi production. *J. Food Sci.* 54: 248-252.

Pacheco, A. R. 1986. Procedures for the efficient washing of minced Hake (*Merluccius products*) flesh for surimi production. Thesis Master of Science. Oregon State University.

Panchavarnam, S., Dasu, B., Manisha, K., Warriar, S. B. y Venugopal, V. 2003. Preparation and use of freshwater fish, rohu (*Labeo rohita*) protein dispersion in shelf-life extension of the fish steaks. *Lebensm.-Wiss. U.-Technol.* 36: 433-439.

Papa I., Taylor R. G., Astier C., Ventre F., Lebart M. C. Roustan C., Ouali A. y Benyamin Y. 1997. Dystrophin cleavage and sarcolemma detachment are early postmortem changes on bass (*Dicentrarchus labrax*) whit muscle. *J. Food Sci.* 62(5): 917-921.

Papa I., Alavarez, C. Verrez, B. V. Fleurence, J. y Benyamin. 1996. Postmortem release of fish white muscle α -actina as a marker of disorganisation. *J. Sci Food Agric* 72: 63-70.

- Papadakis, S. E., Abdul, M. S., Kamden, R. M. y Yam, K. L. 2000. A versatile and inexpensive technique of measuring color of foods. *Food Technol.* 54 (12): 48-51.
- Parkin, k. L. y Hultin, H. O. 1987. Spectrophotometric evidence for a hemoprotein in fish muscle microsomes: Possible involvement in Trimethylamine N-Oxide (TMAO) demethylase activity. *J. Agric. Food Chem.* 35: 34-41.
- Pastoriza, L. y Sampedro, G. 1994. Influence of ice storage on Ray (*Raja Clavata*). *J. Sci. Food Agric.* 64: 9-18.
- Pavlisko, A. y Coppes, A. 1999. Digestion of miofibrillar and sarcoplasmic fractions from menhaden muscle by the action of menhaden (*Brevoortia spp.*) and white croaker (*Micropogonias furnieri*) trypsins. *J. Food Biochem.* 29:347-358
- Potter, N. 1978. La Ciencia de los Alimentos. 2da. Ed. Editorial. EDOTEX S.A. México, D.F. pp 467-470
- Prusa, K. J., Bowers, J. A. y Chambers, IV E. 1982. Instron measurements and sensory scores for texture of poultry meat and frankfurters. *J. Food Sci.* 47: 653-654.
- Ramírez, J. A., Santos, I. A., Morales, O. G., Morrisey, M. T. y Vázquez, M. 2000^a. Application of microbial transglutaminase to improve mechanical properties of surimi from silver carp. *Cien. Technol. Aliment.* 3 (1): 21-28.
- Ramírez, J. A., Sosa, R. R., Morales, O. G. y Vázquez, M. 2000^b. surimi gels from striped mullet (*Mugil cephalus*) employing microbial transglutaminase. *Food Chem.* 70: 443-449.
- Reddy, G. V. S. y Srikar, L. N. 1991. Preprocessing ice storage effects on functional properties of fish mince protein. *J. Food Sci.* 56 (4) 965- 968.

- Reddy, I. M. y Carpenter, C. E. 1991. Determination of metmyoglobin reductase activity in bovine skeletal muscles. *J. Food Sci.* 56 (5): 1161-1164.
- Richards, M. P. y Hultin, H. 2002. Contribution of blood and blood components to lipid oxidation in fish muscle. *J. Agric. Food Chem.* 50: 555-564.
- Rickansrud, D. A. y Henrickson, R. L. 1967. Total pigments and myoglobin concentration in four bovine muscles. *J. Food Sci.* 32: 57-61.
- Rønsholdt, B. y McLean, E. 2001. Determination of total carotenoid content in rainbow trout muscle by multivariate calibration of VIS reflectance Spectra. *J. Food Comp. and Anal.* 14: 345-357.
- Roura, S. I. y Crupnik, M. 1995. Biochemical and functional properties of miofibrils from pre- and post-spawned Hake (*Merluccius hubbis Marini*) stored on ice. *J. Food Sci.* 60 (2): 269-272.
- Saeed S. y Howell N. K. 2002. Effect of lipid oxidation y frozen storage on muscle proteins of atlantic mackerel (*Scomber scombrus*) *J. Sci Food Agric.* 82: 579-586.
- SAGARPA. Delegación estatal en Sonora. Subdelegación de pesca. 2000.
- Sagi, A., Rise, M., Isam, K. y Arad, S. 1995. Carotenoids and their derivatives in organs of the maturing female crayfish (*Cherax quadricarinatus*). *Comp. Biochem. Physiol.* 112B (2): 309-313.
- Sakamoto, H., Kumazawa, Y., Toiguchi, S., Seguro, T. S. y Motoki, M. 1985. Gel strength enhancement by addition of microbial transglutaminase during onshore surimi manufacture. *J. Food Sci.* 60 (2): 300-304.
- Santos, Yap. 1995. Freezing effects on food quality. Edited by Lester E. Jeremiah. Marcel Dekker, Inc. NY. USA.

Sarma, J., Srikar, L.N. y Vidya, S. R. 2000. Changes in the functional properties of dry salted pink perch and oil sardine meat during storage. *J. Aq. Food Prod. Technol.* 9 (4): 5-14

Satos, K., Ando, M., Kubota, S., Origasa, K., Kawase, H., Toyohara H., Sakaguchi, M., Nakgawa, T., Makinodan, Y., Ohtsuki, K. y Kawabata, M. 1997. Involment of type V collagen in softening of fish muscle during short-term chilled storage. *J. Agric. Food Chem.* 45:343-348.

SEMARNAP, 2000. Situación de la actividad pesquera hasta el tercer semestre del 2000.

SEMARNAP 2001. Resultados pesqueros del 2001

Shenouda, S. Y. 1980. Theories of protein denaturation during frozen storage of fish flesh. In: *Advances in food research* (Vol. 26), eds Chichester C. O., Mrak, E. M. y Stewar, G. F. Academic Press, London, UK, pp 275-311. En: Dias, J.; Nunes, M. L. y Mendes, R. 1994. Effect of frozen storage on the chemical and physical propieties of black and silver scaddardfish. *J. Sci. Food. Agric.* 36: 327-332

Sigholt, T., Erikson, U., Rustad T., Johanse S., Nordtvedt T. S. y Seland A. 1997. Handling stress and storage temperature affect meat quality of farmed-raised atlantic salmon (*Salmon salar*). *J. Food Sci.* 62 (4): 898-905.

Sikorski, Z. E. 2001. Capitulo 1: The role of nitrogenous compounds in food quality. pp. 11.12. EN: Sikorski, Z. E. 2001. *Chemical and functional properties of food proteins*. Technomic Publishing Company, Inc.

Sikorski, Z. E., Kolakowska, A. y Pan, B. S. 1990. The nutritive composition of the major groups of marine food organisms. pp. 19-54. En: Sikorski, Z. E.

(ed.) Seafood: Resources, Nutritional Composition, and Preservation. CRC Press, Inc. USA.

Simpson, K. L. 1982. Carotenoid pigments in seafood. pp. 115-135. En: Chem. and Biochem. of Marine Food Prod. Martin, R. E., Flick, G. L., Hebard, C. E. y Ward, D. R. (Eds.). Avi Publishing Company, Westport, CT. En: Swatland,

H.J., Darkin, F., Naylor, S. J., Caston, L. y Moccia, R. D. 1998. Muscle colour development in arctic charr, *Salvelinus alpinus* (L.), monitored by fibre-optics and electrical impedance. *Aquaculture Research*, 29: 367-372.

Smith, B. E., Hardy, R. W. y Torrison, O. S. 1992. Synthetic astaxanthin deposition in pan-sized coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*). *Aquaculture*. 104: 105-119.

Stefansson, G. y Hullin, H. O. 1994. On the solubility of cod muscle proteins in water. *J. Agric. Food Chem.* 42: 2656-2664.

Stoknes I. y Rustad T. 1995. Proteolytic activity in muscle from atlantic salmon (*Salmon salar*). *J. Food Sci.* 60 (4): 711-714.

Storebakken, T. y Choubert, G. 1999. Flesh pigmentation of rainbow trout fed astaxanthin or cantaxanthin at different feeding rates in freshwater and saltwater. En: Buttle, L. G., Crampton, V. O. y Williams, P. D. 2001. The effect of feed pigmentation type on flesh pigment deposition and colour in farmed atlantic salmon (*salmon salar* L.). *Aquaculture Research*. 32:103-111.

Szczesniak, A. S. 1972. Instrumental methods of texture measurement. Symposium: Texture measurement. *Food Technol.* 26 (1): 50 - 63.

Tanabe, M., y Saeki, H. 2001. Effect of maillard reaction whit glucose and ribose on solubility at low ionic strength and filament-forming ability of fish myosin. *J. Agric. Food chem.* 49:3403-3407.

- Tejada, M., Careche, M., Torrejón, P., Del Mazo, M. L., Solas, M. T., García, M. L. y Barba, C. 1996. Protein extracts and aggregates forming in minced cod (*Gadus morhua*) during frozen storage. *J. Agric. Food Chem.* 44: 3308-3314.
- Verrez B. V., Noel J., Sautereau C. y Fleurence J. 1999. Desmin degradation in postmortem fish muscle. *J. Food Sci.* (64) 2: 240-242.
- Visessanguan, W. y An, H. 2000. Effects of proteolysis and mechanism of gel weakening in heat-induced gelation of fish myosin. *J. Agric. Food chem.* 48:1024-1032
- Wasson, D. H. 1992. Fish muscle proteases and heat-Induced myofibrillar degradation: A review. *J. Aq. Food Prod. Technol.* 1: 23-41. En: Stoknes, I. y Rustad, T. 1995. Proteolytic activity in muscle from atlantic salmon (*Salmon salar*). *J. Food Sci.* 60 (4): 711-714.
- Xiong, Y. L. y Anglemier, A. F. 1989. Gel electrophoretic analysis of the protein changes in ground beef stored at 2 °C. *J. Food Sci.* 54 (2): 287-290.
- Yamagata, M., Horimoto, K. y Nagaoka, C. 1971. Accuracy of predicting occurrence of greenig in tuna based on content of trimethylamine oxide. *J. Food Sci.* 36: 55-57.
- Yamagata, M., Horimoto, K. y Nagaoka, C. 1970. Factors concerning green tuna. *Food Technol.* 24:92-93.
- Yamagata, M., Horimoto, K. y Nagaoka, C. 1969. Assesment of green tuna: Determining trimethylamine oxide and its distribution in tuna muscles. *J. Food Sci.* 34 (2): 156-159.

- Yongsawatdigui, J., Worratao, A. y Park, J. W. 2002. Effect of endogenous transglutaminase on threadfin bream surimi gelation. *J. Food Sci.* 67 (9): 3258-3263.
- Yongsawatdigui, J. y Park, J. W. 2002. Biochemical and conformation changes of actomyosin from threadfin bream stored in ice. *J. Food Sci.* 67 (3): 985-990.
- Yun-Er, U. y Chau-Jen C. 1998. Textural and histological changes of different squid mantle muscle during frozen storage. *J. Agric. Food Chem.* 46 (11): 4728-4733.
- Zhu, L. G. y Brewer, M. S. 2002. Effects of pH and temperature on metmyoglobin solubility in a model system. *Meat Sci.* 61: 419-424.
- Zhu, L. G. y Brewer, M. S. 1998. Discoloration of fresh pork as related to muscle and display conditions. *J. Food Sci.* 63 (5): 763-767.