



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE MÉXICO



---

FACULTAD DE QUÍMICA

EXTRACCIÓN DE CAROTENO-PROTEÍNAS DE  
CEFALOTÓRAX DE CAMARÓN CON ACEITES  
COMESTIBLES

TRABAJO ESCRITO VÍA CURSOS DE EDUCACIÓN  
CONTINUA

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:  
QUÍMICA DE ALIMENTOS

PRESENTA:  
LILIANA TORRES AGUIRRE

México, D.F.

2007



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

---

**JURADO ASIGNADO:**

Presidente: María Del Carmen Durán Domínguez

Vocal: Rolando Salvador García Gómez

Secretario: Marisela Bernal González

1er Suplente: María de Lourdes Osnaya Suárez

2do Suplente: Zoila Nieto Villalobos

**SITIO DONDE SE DESARROLLO EL TEMA:**

Programa de Ingeniería Química Ambiental y Química Ambiental (PIAyQA), Edificio E  
Laboratorio 301 al 303 Facultad de Química

**ASESOR DEL TEMA**

María del Carmen Durán Domínguez \_\_\_\_\_

**SUSTENTANTE**

Liliana Torres Aguirre \_\_\_\_\_

---

## DEDICATORIAS

*A Dios por permitirme llegar a este momento tan especial, haberme dado salud para lograr mis metas y darme la fuerza y fortaleza para seguir adelante.*

*En memoria de mi madre, Lucina, por haberme dado su cariño, paciencia, apoyo, consejos, por guiarme y protegerme y, sobretodo, darme el valor para seguir adelante, esté donde esté.*

*A mi padre, Antonio, por ayudarme a hacer posible un logro más, haber estado conmigo en todo momento, por su inmenso amor, comprensión, apoyo y creer en mí.*

*A mis hermanos Marisela y Antonio por estar conmigo y apoyarme siempre.*

*A mis sobrinos Sofía y Emiliano por alegrar mi corazón.*

*A mis tíos y primos en especial a mis tías Otilia y Estela por su amor incondicional.*

*A Marco Antonio por su amor, poyo, paciencia, comprensión y motivación en cada etapa del camino recorrido juntos, en aquellos momentos difíciles, por su amistad incondicional sin la cual este logro no sería posible; por ser quien eres y formar parte de mí.*

*A la familia Cornejo Márquez, por llegar a formar parte importante de mi vida, por su apoyo y amistad brindada, a quienes les debo parte importante de este logro.*

*A mis amigos de la universidad Lizeth, Rogelio, Isaura, Mayel, y a quienes no logro extraer de mi memoria, gracias por todos los momentos compartidos.*

*A mi amiga Silvia por todas las penas y alegrías vividas, gracias por tu amistad.*

*Y a ti por haber aparecido y cambiado mi vida.*

---

## **AGRADECIMIENTOS**

*A la Dra. Carmen Durán por asesorarme a lo largo de este trabajo y compartir sus conocimientos.*

*A Rolando García y Marisela Bernal por el tiempo dedicado a la revisión de este trabajo.*

*A Ronny por su ayuda y asesoría brindada.*

*A cada uno de mis profesores que ayudaron en mi formación.*

*Al personal del PIQA y QA en especial a la Sra. Oti y Benjamín.*

*A la Universidad Nacional Autónoma de México, en especial a la Facultad de Química por su excelente formación académica y haberme permitido formar parte de esta gran institución.*

*Gracias a todos por ayudarme a lograrlo.*

*Todo cambio atemoriza, aun aquellos que soñamos con realizar. No hay garantías, solo la ilusión de alcanzar lo que deseamos. Todo paso es un salto al vacío pero también a la posibilidad de realización.*

---

## CONTENIDO

	<b>Página</b>
1. RESUMEN .....	7
2. INTRODUCCIÓN: Problemática de los residuos del camarón .....	7
3. OBJETIVOS .....	10
3.1. Objetivo general .....	10
3.2. Objetivos particulares .....	10
4. ANTECEDENTES .....	10
4.1. La pesca de camarón en México .....	10
4.2. Subproductos del procesamiento del camarón .....	14
4.3. El camarón .....	16
4.3.1. Características biológicas .....	16
4.3.2. Taxonomía .....	16
4.3.3. Morfología .....	16
4.3.4. Ciclo de vida .....	17
4.4. Carotenoides .....	18
4.4.1. Distribución en el mundo animal .....	18
4.4.2. Astaxantina .....	19
4.4.2.1. Beneficios para la salud .....	23
4.4.2.2. Beneficios para aumento de supervivencia .....	23
5. METODOLOGÍA .....	24
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	27
7. CONCLUSIONES .....	32

---

8. ANEXO I. METODOLOGÍAS ..... 33

9. ANEXO II. RESULTADOS EXPERIMENTALES ..... 39

10. BIBLIOGRAFÍA ..... 41

---

## **RESUMEN**

La explotación pesquera de los camarones ha sido uno de los rubros más importantes de la actividad pesquera en México. Como producto, sólo el 50% del camarón es comestible y el 50% restante, constituido por el cefalotórax y el exoesqueleto, genera desperdicios que representan un problema ecológico grave. Se estima que este desperdicio alcanzaría un volumen mayor a 47,500 ton/año de no ser porque hoy en día este subproducto es aprovechable por su riqueza en lo que respecta a componentes como proteínas, quitina, antioxidantes y pigmentos carotenoides, como astaxantina, que se pueden obtener a partir del cefalotórax de camarón. Por ello en la presente investigación, se estudiaron las condiciones óptimas en las cuales se obtiene la mayor cantidad de astaxantina utilizando extracción con dos aceites diferentes, uno de origen animal (aceite de bacalao) y otro de origen vegetal (aceite de semilla de girasol). Se variaron factores como temperatura, tiempo y relación aceite:homogeneizado, en los cuales se encontró que es posible extraer astaxantina con los dos tipos de aceite. El aceite de girasol logra extraer una mayor cantidad de astaxantina y las condiciones óptimas en las cuales se extrae la máxima cantidad de pigmentos es a 20°C, 120min y una relación 1:3.2.

Palabras clave: Astaxantina, carotenoproteínas, cefalotórax de camarón, extracción con aceites

### **1. INTRODUCCIÓN: Problemática de los residuos del camarón**

La explotación pesquera de los camarones ha sido uno de los rubros más importantes de la actividad pesquera en México. En México, en el año 2003 la producción de camarón fue de 123,905 toneladas (SEMARNAT, 2006).

---

Esta industria pesquera es la más importante en términos económicos (21 por ciento del valor total, 42 por ciento si se incluye el camarón cultivado y, por lo menos, 50 por ciento del valor de las exportaciones de la pesca), a pesar de ser solamente 2.6 por ciento del volumen total (Anónimo, 2006a).

Como producto, sólo el 50% del camarón es comestible y el 50% restante, constituido por el cefalotórax y el exoesqueleto considerado como residuo, lo cual genera desperdicios que representan un problema ecológico grave, pues éstos contaminan tanto los suelos aledaños a las granjas camaronícolas como diversas zonas de alta mar donde causan problemas al incrementar la materia orgánica en suspensión, limitando la cantidad de oxígeno disuelto en el medio. Se estima que este desperdicio alcanzaría un volumen mayor a 47,500 ton/año de no ser porque hoy en día este subproducto es aprovechable por su riqueza en lo que respecta a componentes como proteínas, quitina, antioxidantes y pigmentos carotenoides, como astaxantina, que se pueden obtener a partir del cefalotórax de camarón (Desrosier, 1986; No y Meyers, 1992).

En el reino animal, los pigmentos carotenoides se presentan en forma de lipocromos solubles, unidos por medio de enlaces proteicos. Merejkowsky (1883), en sus primeras investigaciones, mostró que la hidrólisis de estos compuestos liberaba un pigmento rojo, al cual llamó zooeritina. En específicos de purificación de proteínas, análisis e identificación de espectros de absorción adquirió posteriormente el nombre de astaxantina (Salazar-González, 2000).

---

El conocimiento de la presencia y amplia distribución de los carotenoides animales (particularmente astaxantina) marca la pauta para la elaboración de planes de producción y extracción a partir de una vasta fuente natural, como una potencialidad en la selección y desarrollo de una tecnología más limpia, para el aprovechamiento y utilización de metabolitos secundarios de alto valor agregado. Además, representa un proceso económico importante para el hombre debido al interés a escala industrial, ya que existe una demanda insatisfecha de pigmentos a nivel mundial en los diferentes campos de aplicación (Luna-Rodríguez, 2003).

Como una alternativa, se propone reducir la generación de desechos que contaminan como son los subproductos obtenidos de la industria camaronera (cefalotórax y exoesqueleto), dando una alternativa para su uso, así como presentar un proceso económico para la extracción de astaxantina. Esto podría satisfacer las necesidades del mercado, pudiendo este pigmento ser utilizado por organismos vivos sin ningún riesgo de intoxicación, implicado con su extracción con disolventes. Esto puede ser mediante su empleo para la formulación de dietas balanceadas para peces como trucha arco iris, salmón, etc., e incluso para las propias larvas de camarón en granjas, ya que se ha demostrado su bondad en ese uso (Luna-Rodríguez, 2003).

En la presente investigación se buscaron las mejores condiciones para la obtención de astaxantina a partir del cefalotórax de camarón, mediante su extracción con aceite de bacalao y aceite de girasol y se determinó con cuál de estos se obtiene una mayor concentración de carotenoproteínas (astaxantina). Esto se logró mediante el manejo de variables tales como tiempo de agitación, temperatura de agitación y relación entre homogeneizado:aceite, a fin de obtener un extracto oleoso con la mayor cantidad de carotenoproteínas (astaxantina), en lugar de realizar una

---

extracción con disolventes en la cual se generan residuos, el costo se eleva y el producto queda contaminado con trazas de disolventes, representando un riesgo para la salud de las especies que lo ingieran. Esta investigación, por tanto, puede considerarse una aplicación de la “química verde” que busca, no solamente costos menores sino la minimización de los residuos que contaminen el ambiente y la obtención de tecnologías más limpias.

## **2. OBJETIVOS**

### **2.1. Objetivo general**

- Extraer la máxima cantidad de pigmentos carotenoides a partir del cefalotórax y exoesqueleto del camarón mediante el empleo de aceites comestibles, uno de origen vegetal (aceite de girasol) y otro de origen animal (aceite de pescado).

### **2.2. Objetivos particulares**

- Determinar las condiciones óptimas con las cuales se extrae la mayor cantidad de astaxantina tomando como variables tiempo, temperatura de agitación y relación aceite:homogeneizado
- Determinar en qué tipo de aceite se extrae la mayor concentración de astaxantina.

## **3. ANTECEDENTES**

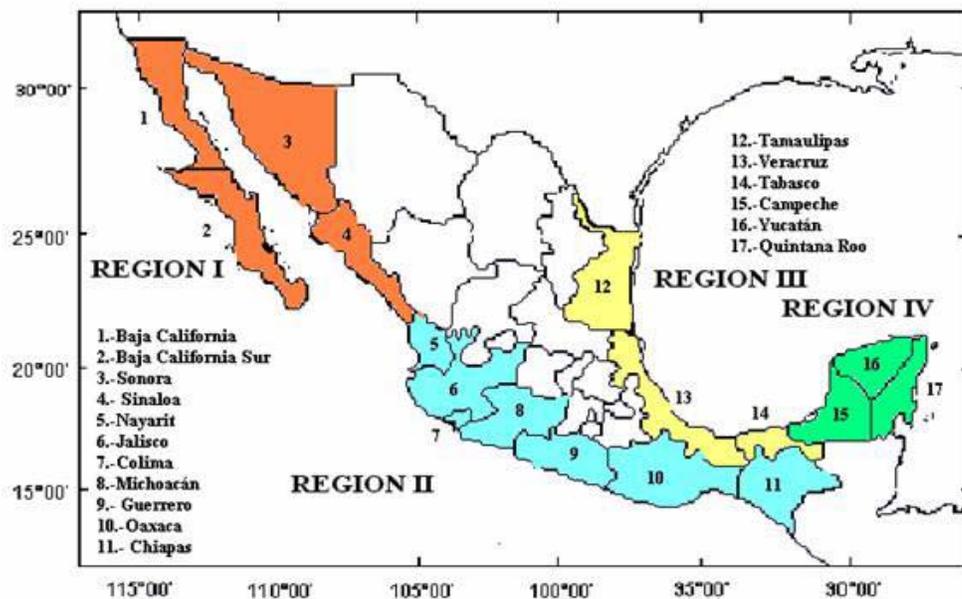
### **3.1. La pesca de camarón en México**

La explotación pesquera de los camarones ha sido uno de los rubros más importantes de la actividad pesquera en México ya que se posee un amplio litoral en la zona que comprende el Océano Pacífico, el Golfo de México, el Golfo de California y el Mar Caribe (SEMARNAT, 2006) (Figs. 1 y 2).



*Fig. 1. Principales zonas de pesca de México (FAO, 2006)*

Esta industria pesquera es la más importante en términos económicos (21 por ciento del valor total, 42 por ciento si se incluye el camarón cultivado y, por lo menos, 50 por ciento del valor de las exportaciones de la pesca que, en el año 2000, sumaron 35 mil toneladas), a pesar de ser solamente 2.6 por ciento del volumen total de las pesquerías (Anónimo, 2006a).



*Fig. 2 Principales regiones pesqueras (FAO, 2006)*

---

Esta pesca ha sido manejada principalmente por estaciones cerradas para proteger el crecimiento de la especie para que alcance tamaños comerciales (veda). Aunque esta pesca regulada haya sido empleada en el Océano Pacífico durante décadas, fue sólo hasta 1993 que fue establecida también en Golfo de México (Anónimo, 2006a; Sierra et al., 2000).

Las zonas de mayor captura del camarón de alta mar en el Pacífico mexicano son las costas de los estados de Sonora y Sinaloa, que tienen una corta plataforma continental de fondo arenofangoso donde se pueden arrastrar las redes sin peligro. El resto del litoral del Pacífico presenta gran cantidad de áreas rocosas en las que no es posible la maniobra de pesca (Anónimo, 2006b).

El camarón de aguas protegidas tiene mayor importancia en las lagunas y esteros del sur de Sonora, Sinaloa, Nayarit, Oaxaca y Chiapas en la costa occidental y, en las de Tamaulipas, Veracruz y Campeche, en las costas del Golfo de México.

Los camarones de alta mar de las costas mexicanas del Océano Pacífico son: el "camarón café" (*Penaeus californiensis*), el "camarón azul" (*Penaeus stylirostris*), el "camarón blanco" (*Penaeus vannamei*) y el "camarón rojo" (*Penaeus brevisrostris*), y en las aguas protegidas del litoral del Pacífico se encuentran principalmente el "azul", el "blanco" y el "café".

En el Golfo de México los camarones de alta mar son el "camarón café" (*Penaeus aztecus*), el "camarón rosado" (*Penaeus duorarum*) y el "camarón blanco" (*Penaeus setiferus*), capturándose también estas especies en lagunas del Golfo, como Laguna Madre en Tamaulipas, Tamiahua y Alvarado en Veracruz y la Laguna de Términos de Campeche, principalmente. La

---

pesquería del camarón en México está reservada a las Sociedades Cooperativas de Producción Pesquera (Anónimo, 2006b).

La creciente demanda mundial del consumo del camarón ha incrementado la captura de este recurso y en algunos países se piensa que se ha llegado a la producción máxima. La drástica declinación de sus reservas naturales y la sobrepesca del mismo trajo consigo el surgimiento de la acuicultura del camarón o camaronicultura, sobre todo de especies tropicales y subtropicales por lo que se han iniciado programas de cultivo de camarones, para poder aumentar la oferta y así satisfacer esta demanda que cada día es mayor (Anónimo, 2006b; Hidalgo-Zambrano, 1997).

En cuanto a la producción nacional de camarón en el año 2000 el estado que registró una mayor participación fue Sonora, con 46%, seguido de Sinaloa, con 37% y Tamaulipas, con el 12.6%. Estos estados integran en conjunto el 76% de la producción total, destacando Sinaloa como el estado líder en cultivo de camarón. De la producción total de camarón en el año 2000, casi el 35% provino de la camaronicultura, colocando a México entre los 15 primeros productores de camarón de granja a nivel mundial. Con el vertiginoso desarrollo de la camaronicultura, el 50% de los camarones que los EEUA importaron en el año 2000, fueron cultivados en granjas. Indudablemente, sin el camarón de granja, la oferta y la demanda de este crustáceo sería insuficiente (SEMARNAT, 2006).

Las especies más importantes de cultivo en Latinoamérica son *Penaeus vannamei* y *Penaeus stilyrostris* (Hidalgo-Zambrano, 1997).

---

### **3.2. Subproductos del procesamiento del camarón**

Como ya se mencionó la parte comestible del camarón representa el 50% del animal y el 50% restante está constituido por el cefalotórax, conocido como cabeza y el exoesqueleto, que no son comestibles y que también se desechan. Se estima que 700 mil toneladas de desperdicios de camarón se aprovechan en la industria anualmente. Una parte se destina a la producción de harina de camarón, la que puede ser utilizada en alimento para animales cuando se desean las altas concentraciones de proteína (Desrosier, 1986; Subasinghe, 1999). El resto se desecha generando desperdicios que contaminan (en el caso de las granjas camaronícolas o de los centros distribuidores que reciben camarones completos y los descabezan), lo que provoca el deterioro ambiental y la proliferación de fauna nociva. En alta mar, la preocupación es mayor debido a que causan problemas al incrementar la materia orgánica en suspensión en una zona relativamente reducida, lo cual aumenta la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), limitando la cantidad de oxígeno disuelto en el medio (No y Meyers, 1992).

Actualmente dicho subproducto es aprovechable por su alto contenido de proteínas, lípidos, quitina, antioxidantes, intensificadores de sabor y pigmentos, que resultan ser útiles en la industria alimentaria, cosmética y farmacéutica (Knorr, 1991; Mandeville y col., 1991; Mathur y Narang, 1990; Seymour y col., 1996).

Según la composición química de la porción comestible del camarón y del cefalotórax (Tabla 1), se puede observar que después de la humedad, el compuesto más abundante de la porción comestible del camarón y cefalotórax, resulta ser la porción nitrogenada (47.7% base seca) que convierte al camarón en un alimento valioso (Cañipa y Durán-de-Bazúa, 1997).

Entre los componentes de importancia del cefalotórax de camarón se encuentra la quitina (amino-polisacárido), que está asociada a las proteínas de manera covalente. Ésta le confiere estabilidad a su estructura que se refleja en su rigidez y resistencia. En los crustáceos, la quitina también está asociada a carotenoides (generalmente con beta carotenos, astaxantina y derivados), impartiendo color a los tejidos (Cañipa y Durán-de-Bazúa, 1997, Synowiecki, 2000).

*Tabla 1. Composición de la parte comestible y del cefalotórax del camarón (Cañipa y Durán-de-Bazúa, 1997)*

<u>Composición</u>	<u>Parte comestible</u>		<u>Cefalotórax</u>
<b>Agua (g)</b>	78.2	B.S.	B.S.
<b>Proteína cruda (g)</b>	18.1	87.73	47.70*
<b>Grasa (g)</b>	0.8	3.87	4.63
<b>Carbohidratos (g)</b>	1.5	7.27	2.47
<b>Fibra cruda (g)</b>	N.D.	N.D	19.35
<b>Cenizas (g)</b>	N.D.	N.D	26.86
<b>Niacina (mg)</b>	3.20	15.51	N.D.
<b>Calcio (mg)</b>	63.00	305.38	N.D.
<b>Fósforo (mg)</b>	166.00	804.65	N.D.
<b>Hierro (mg)</b>	1.60	7.75	N.D.
<b>Tiamina (mg)</b>	0.02	0.0969	N.D.
<b>Calorías, cal</b>	91	-	N.D.

ND= no determinado

---

### 3.3. El camarón

#### 3.3.1. Características biológicas

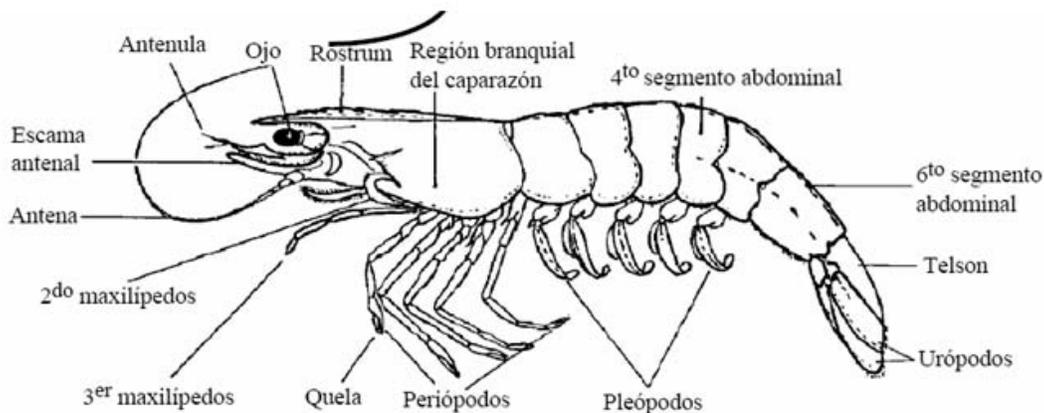
Los *camarones* pertenecen a la familia de los peneidos (*Penaeidae*) y en su estado adulto viven en mar abierto, donde se reproducen y alcanzan una talla de entre 15 y 20 centímetros de largo. Se presenta la taxonomía de una de las especies más populares en México (Holthuis, 1980), aunque las de las otras especies puede encontrarse en la literatura específica.

#### 3.3.2. Taxonomía (Holthuis, 1980)

Filo: Arthropoda  
Clase: Crustácea  
Orden: Decápoda  
Familia: Penaeidae  
Género: *Penaeus*  
Especie: *vannamei*

#### 3.3.3. Morfología

Las partes anatómicas constituyentes generales de los peneidos se presentan en la Figura 3.



*Fig. 3. Morfología del camarón: Vista lateral (Lee y Wickins, 1992)*

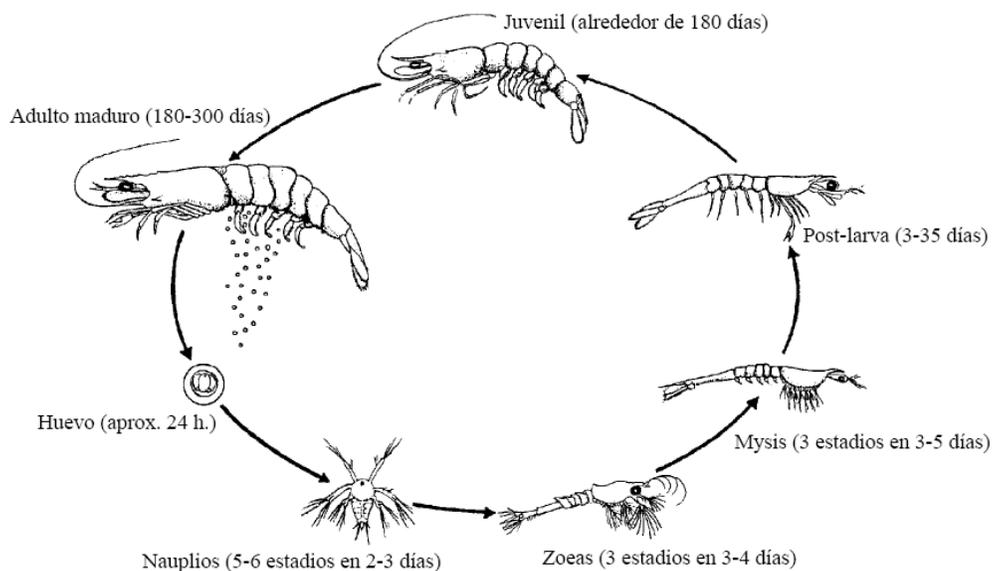
---

### 3.3.4. Ciclo de vida

Las hembras depositan en el agua un número extraordinario de huevecillos que oscilan entre 300 mil y un millón y medio por desove, de los cuales nacen pequeñas larvas llamadas *nauplios* y forman parte del plancton (Figura 4) (Anónimo, 2006b; Hidalgo-Zambrano, 1997).

Después de un desarrollo larvario complejo que implica el paso por otros estadios: *protozoa*, en el que llegan a medir 3 milímetros; *mysis*, cuando alcanzan los 6 milímetros, y *postlarva*, con 2.5 centímetros; los camarones jóvenes, cuyo cuerpo es transparente, como de cristal, entran a los esteros y a las lagunas litorales al iniciarse la primavera.

Una vez terminado su desarrollo los camarones, emigran hacia el mar donde realizan sus actividades de reproducción y nutrición (Anónimo, 2006b).



**Fig. 4.** Ciclo de vida de los crustáceos: Cambios típicos en la forma del cuerpo durante el desarrollo de los principales *Penaeidos* cultivados. La duración y número de mudas varía con la especie y temperatura (Lee y Wickins, 1992)

---

### **3.4. Carotenoides**

En el medio marino, la síntesis de los carotenoides, se lleva a cabo esencialmente por el fitoplancton: microalgas, cianobacterias y otros organismos autótrofos. El cloroplasto ha sido considerado como un organelo completamente autónomo, capaz de realizar directamente la síntesis de carotenoides (Young y Britton, 1993).

En la naturaleza, los carotenoides son producidos principalmente por plancton y algas microscópicas, los cuales son subsecuentemente ingeridos por diversas especies acuáticas, incluyendo a los crustáceos, entre los que se encuentran los langostinos, que almacenan el pigmento en su cubierta, dando lugar a su color rojizo externo. A su vez, los crustáceos son ingeridos por los peces (como el salmón o la trucha) o por las aves (flamencos, ibis rojo). Los animales no pueden sintetizarlos y deben obtenerlos a través de su dieta. En el caso de la astaxantina la principal fuente es el *Haematococcus pluvialis* que es una microalga roja. La microalga *Haematococcus pluvialis* está considerada como el organismo que puede acumular los mayores niveles de astaxantina.

#### **3.4.1. Distribución en el mundo animal**

Como ya se mencionó, en el reino animal, los pigmentos carotenoides se presentan en forma de lipocromos solubles, unidos por medio de enlaces proteicos. También se dijo que la hidrólisis de estos compuestos liberaba un pigmento rojo, zooeritrina, que posteriormente adquirió el nombre de astaxantina (Hidalgo-Zambrano, 1997); (Merejkowsky 1883).

Como resultado del avance de estos estudios, se llegó a la determinación de dos grandes grupos de pigmentos: el primero que comprende los verdaderos carotenoides, es decir, aquellos

---

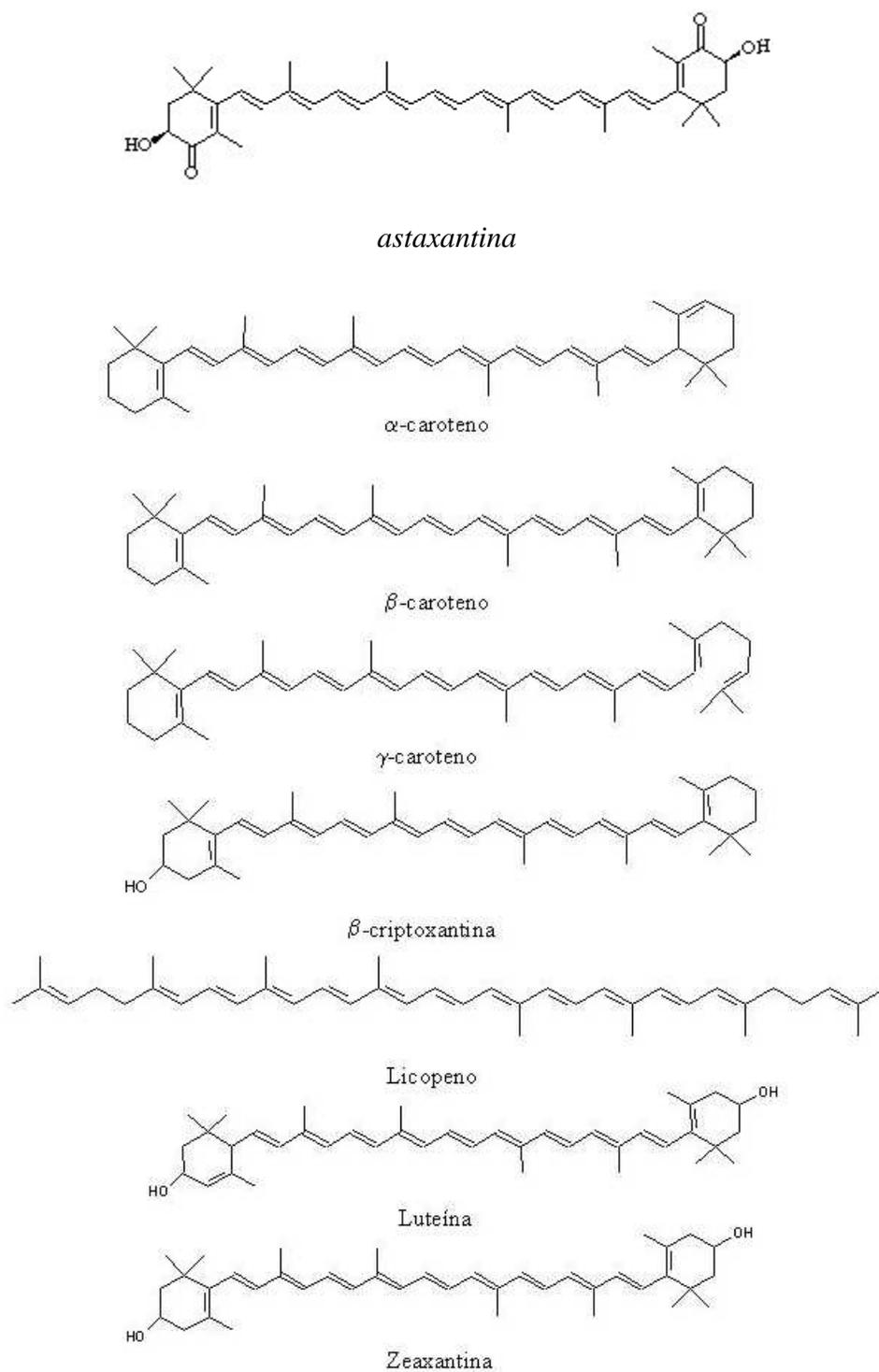
pigmentos que se encuentran unidos en proporción estequiométrica con las proteínas por enlaces no covalentes, mientras que el segundo grupo está constituido por carotenoides que se encuentran disueltos en compuestos lipídicos (Zagalski, 1976).

En general, los animales no presentan la capacidad de sintetizar pigmentos carotenoides; sin embargo, la mayoría son capaces de asimilarlos en forma selectiva, una vez obtenidos de su régimen alimenticio. Pueden ser biosintetizados o metabolizados, ya sea por oxidación o reducción de los precursores primarios, dando por consecuencia la diversidad de pigmentos carotenoides en los organismos del medio ambiente marino (Liaaen-Jensen, 1990; Salazar-González, 2000).

En la Figura 5 se presentan algunos de los pigmentos más conspicuos o sobresalientes.

### **3.4.2. Astaxantina**

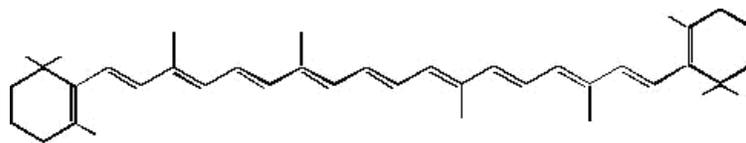
La astaxantina es un pigmento que como ya se mencionó anteriormente, pertenece al grupo de sustancias llamadas *carotenoides*. Estos, a su vez, pueden clasificarse en dos categorías, los incluidos como provitamina A, ya que pueden convertirse en vitamina A y los que no pueden hacerlo. Algunos de los carotenoides que no son provitamina A son las llamadas *xantofilas* e incluyen a la astaxantina, luteína y zeaxantina.



**Fig. 5** Estructuras químicas de los principales carotenoides

---

La astaxantina es el pigmento rojo que le da su color rojizo característico al salmón, a los langostinos y a los flamencos. Químicamente, es similar al  $\beta$ -caroteno (Figura 6).



**Fig. 6.** Estructura del beta-caroteno

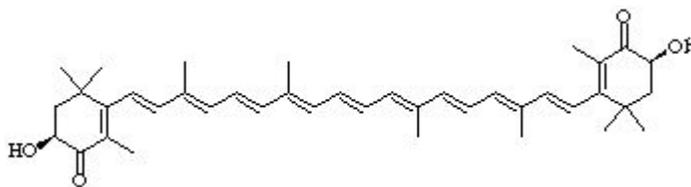
En algunas especies marinas (*Sertularella polyzonias*, conocidas como “hidrarios”), la astaxantina se presenta bajo una forma muy característica, como una carotenoproteína azul llamada aloporina contenida en el esqueleto. En los crustáceos, la astaxantina, se presenta en casi todas las clases como pigmento característico, ya sea en forma libre o como xantofila esterificada o no, o bien como carotenoproteína. El principal sitio de acumulación es el exoesqueleto y caparazón, el cual puede llegar a contener el 90% de la astaxantina en forma libre, encontrándose en los cromóforos de la epidermis la astaxantina esterificada. Allí tienen lugar procesos metabólicos importantes, en relación con el transporte y la transformación química de este pigmento de la epidermis al exoesqueleto. El papel de los carotenoides en estos organismos es muy importante en los aspectos biológicos del dimorfismo sexual, ya que las hembras presentan en general una mayor proporción de carotenoides con respecto a los machos (Hidalgo-Zambrano, 1997).

En los peces, la presencia de astaxantina se encuentra ampliamente distribuida, ya que se ha reportado al menos en 86 especies, las cuales la contienen entre otros pigmentos carotenoides. Entre ellas destacan la anguila, mero, sardina, “guppy”, carpa, lobina negra, salmón, lenguado,

---

trucha, trucha arco iris, pez piedra, piraña, etc. Esta distribución se encuentra en función del régimen alimenticio, dependiendo además de la fase de desarrollo y crecimiento en la que se encuentren los organismos, ya que se puede llegar a manifestar la dominancia temporal de un pigmento específico (Hidalgo-Zambrano, 1997).

La estructura química de la astaxantina se muestra a continuación en la Figura 7.



**Fig. 7.** Estructura de la astaxantina

La astaxantina es un antioxidante soluble en grasa y a pesar de tener una estructura similar a la del beta caroteno (excepto el OH y el O= en los extremos), tiene unas características bien definidas como:

- a) Una mayor capacidad antioxidante que el beta caroteno
- b) No tiene actividad como vitamina A, eliminando la posibilidad de hipervitaminosis.

El conocimiento de la presencia y amplia distribución de los carotenoides (particularmente astaxantina) en vegetales y animales marca la pauta para la elaboración de planes de producción y extracción de éstos a partir de una vasta fuente natural, como una potencialidad en la selección y desarrollo de una tecnología más limpia, para el aprovechamiento y utilización de metabolitos secundarios de alto valor agregado. Además de representar un proceso económico importante

---

para el hombre debido al interés a escala industrial, ya que existe una demanda insatisfecha de pigmentos a nivel mundial en los diferentes campos de aplicación, siendo éste el caso de la astaxantina, como ya se mencionó antes.

#### **3.4.2.1. Beneficios para la salud**

La astaxantina presenta una gran actividad contra los radicales libres ya que protege contra la peroxidación de lípidos además de proteger del daño producido por el LDL-colesterol (colesterol de baja densidad) a membranas celulares, células y tejidos.

La astaxantina ha demostrado su eficacia en modelos humanos o animales en los casos de (Anónimo, 2006c):

• Degeneración macular, una de las principales causas de ceguera en la tercera edad.
• Enfermedades de Alzheimer y Parkinson: enfermedades neurodegenerativas.
• En casos de colesterol, ayudando a la disminución de los efectos perjudiciales del colesterol LDL.
• En enfermedades cardíacas, favoreciendo la reparación del daño causado por la falta de oxígeno en el tejido cardíaco.
• En casos de cáncer, incrementando la protección del organismo contra la agresión de los radicales libres.

#### **3.4.2.2. Beneficios para aumento de supervivencia**

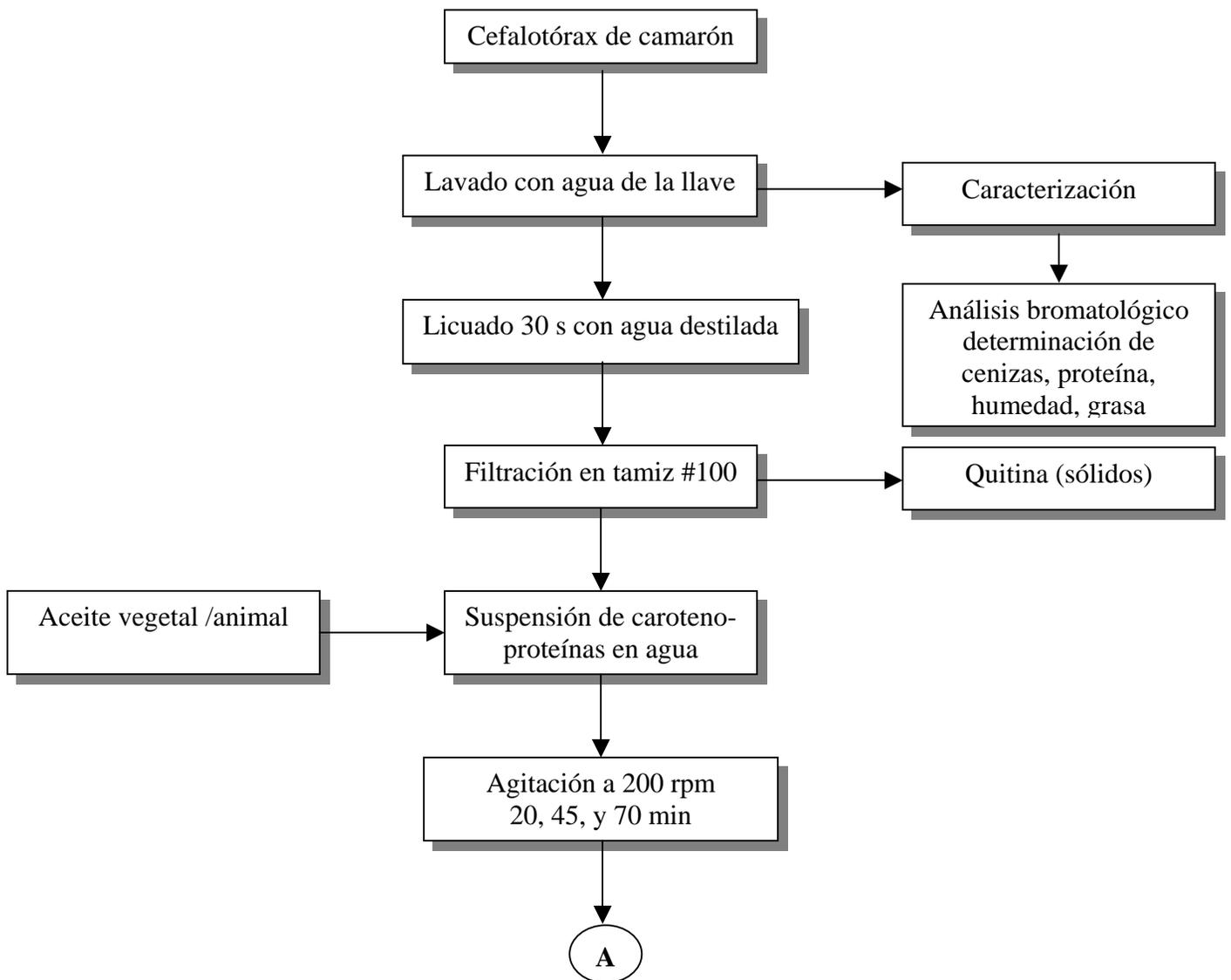
La astaxantina, debido a estas actividades contra los radicales libres, parece incrementar la supervivencia de las especies que la consumen (Gutiérrez-Cabello, 2007; Luna Rodríguez, 2003).

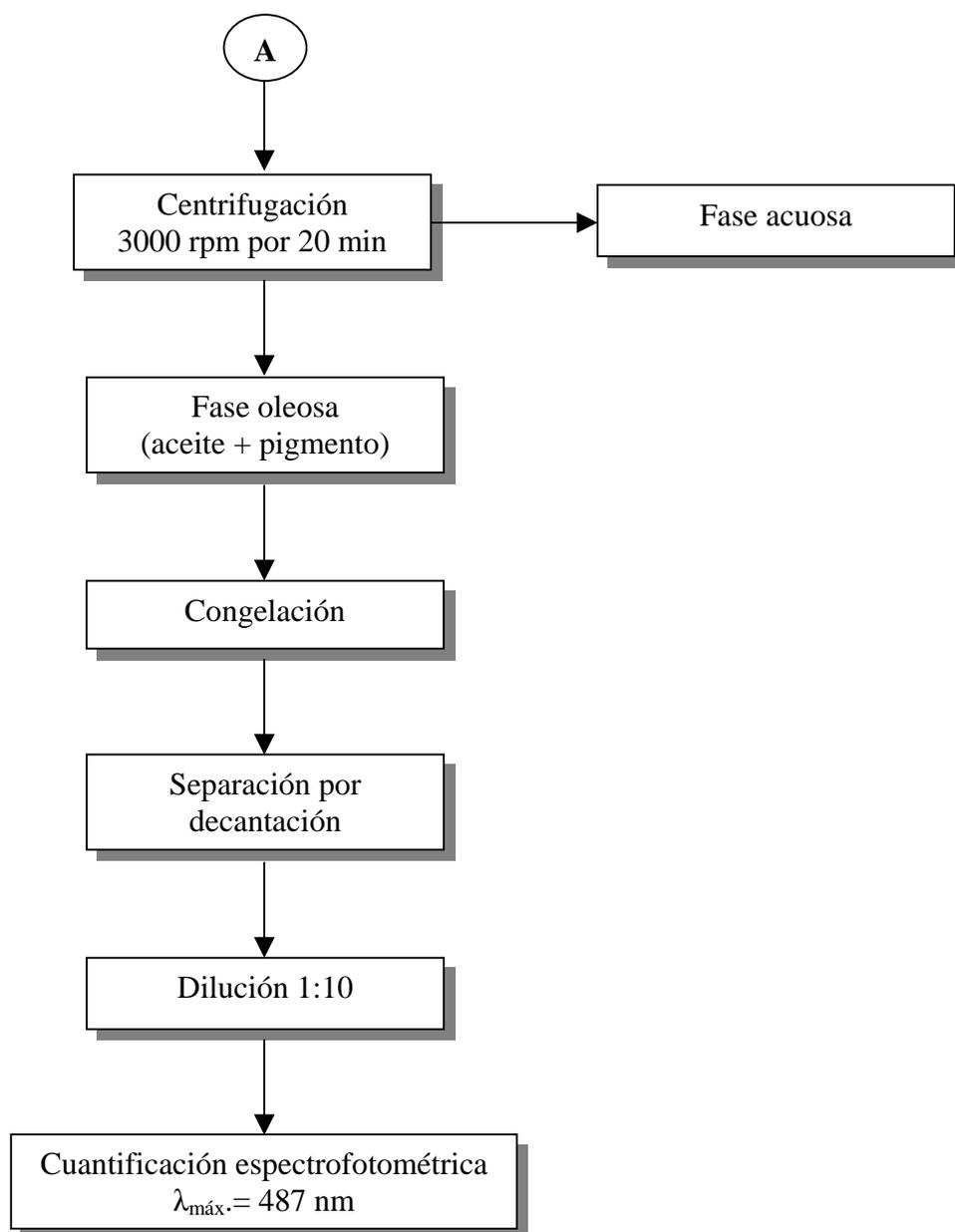
---

#### 4. METODOLOGÍA

En la Figura 8 se presenta el diagrama de bloques de la metodología empleada en esta investigación.

**Figura 8. Diagrama del diseño experimental**





Se recibieron las cabezas de camarón provenientes del mercado de la Nueva Viga de la Central de Abastos y se procedió a hacer un lavado con agua corriente para eliminar materia extraña hasta que el agua de lavado saliera limpia. Después, se realizó la caracterización mediante un análisis bromatológico realizando las siguientes determinaciones (AOAC, 1996):

- 
- Determinación de humedad.- Método de secado en estufa (925.10, 1995 AOAC)
  - Determinación de cenizas.- Método de calcinación directa a 550°C hasta la obtención de cenizas gris claro (942.05, 1995 AOAC)
  - Determinación de grasa.- Usando éter de petróleo como solvente, extracción durante 4h (920.39, 1995 AOAC)
  - Determinación de proteínas.- Método de Kjeldahl (984.13, 1995 AOAC)

Posteriormente, se realizó un licuado del cefalotórax con agua destilada por 30 segundos en una relación 2:1 en peso. De lo anterior se obtuvo una suspensión de caroteno-proteínas y quitina en agua y se procedió a eliminar los sólidos, compuestos principalmente por quitina, haciendo pasar el licuado obtenido a través de un tamiz con malla del número 100 (Flores-Ortega, 2004, 2007). De la suspensión de proteínas y pigmentos en agua, se tomó un volumen determinado de 32 mL y se le agregó la cantidad de aceite (girasol o pescado) como se indica en la Tabla 2. Dicha mezcla fue sometida a agitación a 200 rpm. Se extrajeron los pigmentos de acuerdo con las condiciones de la Tabla 2. Después de transcurrido el tiempo de agitación, se sometió la muestra a centrifugación a 3000 rpm por 20 min, para separar las fases y partículas de sólido suspendidas que hayan quedado. Posteriormente, la muestra fue sometida a congelación para que fuera más fácil la obtención del aceite por decantación, desechando la fase acuosa. A la fase oleosa se le diluyó 1:10 en el aceite respectivo (aceite de girasol o aceite de pescado) para su determinación espectrofotométrica a una longitud de onda  $\lambda_{\text{máx.}} = 487 \text{ nm}$ , para cuantificar el pigmento extraído.

Se realizó un análisis de superficie de respuesta de tres variables que se aplicó, tanto al aceite de girasol, como al aceite de pescado, quedando un total de 15 combinaciones diferentes de temperatura, tiempo y relación aceite:homogeneizado para cada tipo de aceite.

**Tabla 2.** Condiciones de tiempo, temperatura de agitación y relación estequiométrica que se aplicarán a la muestra

Factores	Código	Niveles		
		-1	0	+1
Temperatura de calentamiento (°C)	$X_1$	20	45	70
Tiempo de calentamiento (min)	$X_2$	60	120	180
Relación Aceite:homogeneizado (v/v)	$X_3$	1	2	3

Relación 1 = 1:3.2 Aceite:homogeneizado (10 mL de aceite y 32 mL de homogeneizado)

Relación 2 = 2:3.2 Aceite:homogeneizado (20 mL de aceite y 32 mL de homogeneizado)

Relación 3 = 3:3.2 Aceite:homogeneizado (30 mL de aceite y 32 mL de homogeneizado)

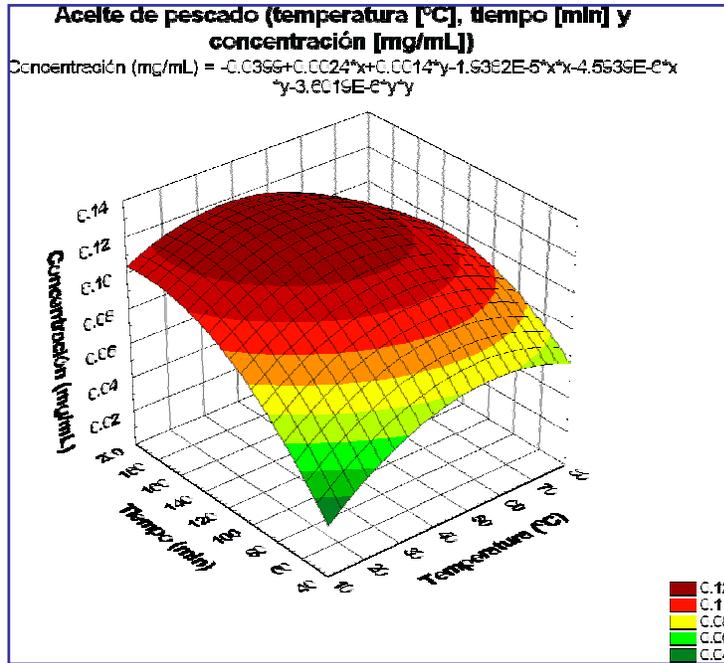
## 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la Tabla 3 se presentan los resultados del análisis bromatológico realizado. Las Gráficas 1 a la 4 presentan las curvas de superficie de respuesta obtenidas.

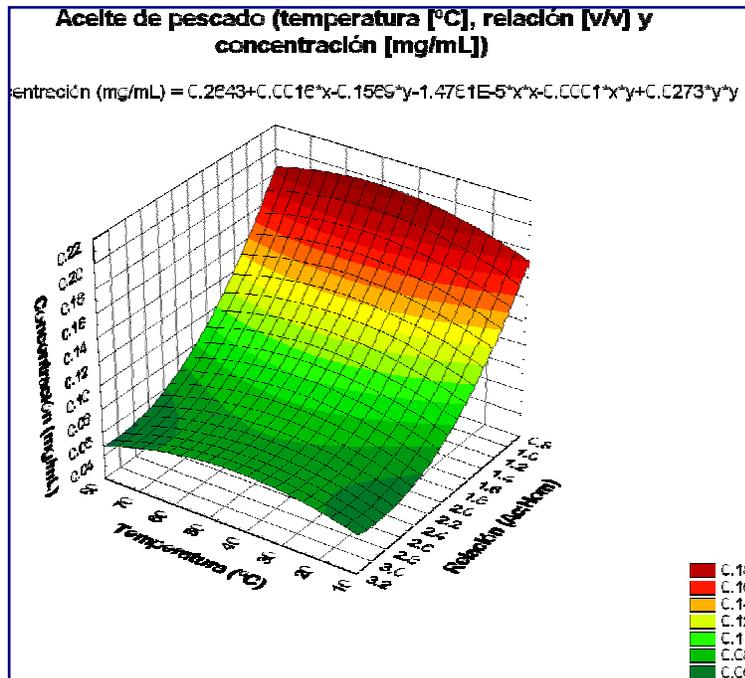
**Tabla 3.** Resultados del análisis bromatológico del cefalotórax de camarón

Determinación	%
Humedad	<b>77.13</b>
Cenizas (b.s.)	<b>25.31</b>
Proteína (b.s.)	<b>48.43</b>
Grasa (b.s.)	<b>4.78</b>

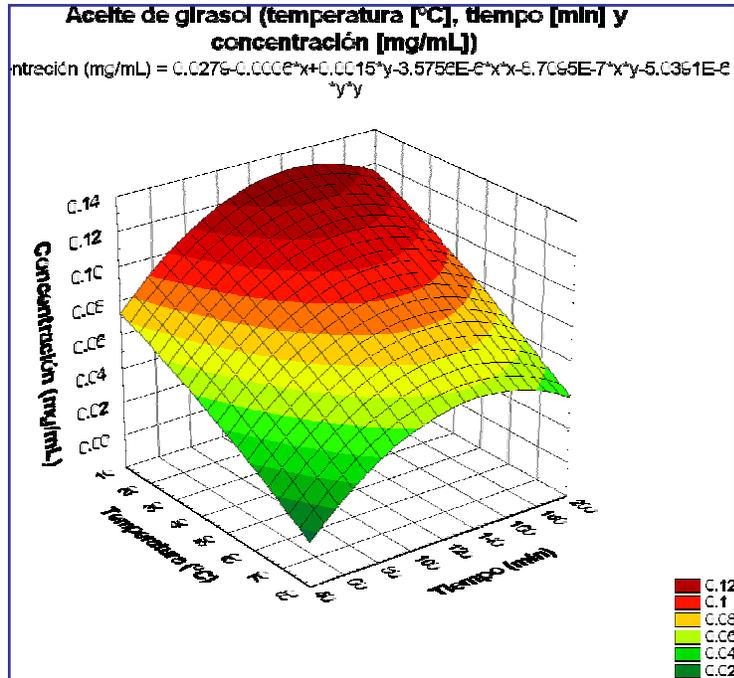
(b.s.= base seca)



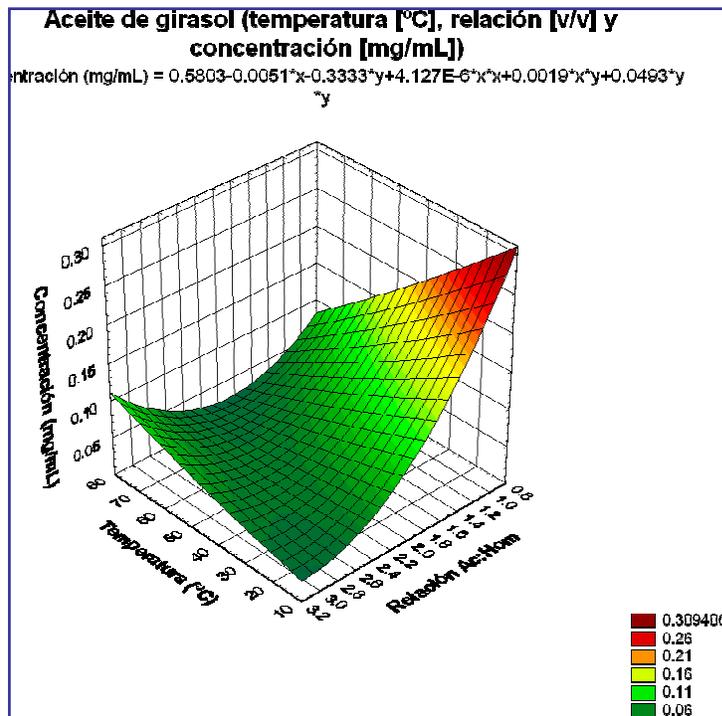
**Gráfica 1.** Gráfica de superficie de respuesta para rendimiento de carotenoides del cefalotórax de camarón en aceite de pescado, en función de temperatura, tiempo y concentración



**Gráfica 2.** Gráfica de superficie de respuesta para rendimiento de carotenoides del cefalotórax de camarón en aceite de pescado, en función de la temperatura, relación aceite:homogeneizado y concentración



**Gráfica 3.** Gráfica de superficie de respuesta para rendimiento de carotenoides del cefalotórax de camarón en aceite de girasol, en función de la temperatura, tiempo y concentración



**Gráfica 4.** Gráfica de superficie de respuesta para rendimiento de carotenoides del cefalotórax de camarón en aceite de girasol, en función de la temperatura, relación aceite:homogeneizado y concentración

---

El análisis bromatológico del cefalotórax de camarón arrojó valores muy cercanos a los datos reportados en la literatura, como se muestra en la Tabla 4.

**Tabla 4.** Comparación de los resultados analíticos de esta investigación con la bibliografía (Cañipa y Durán-de-Bazúa, 1997)

<i>Determinación</i>	<i>Datos bibliográficos</i>	<i>Datos experimentales</i>
Humedad	<b>79.2 %</b>	<b>77.13%</b>
Cenizas	<b>26.86 %</b>	<b>23.61 %</b>
Proteína	<b>47.7 %</b>	<b>48.43 %</b>
Grasa	<b>4.63 %</b>	<b>4.78 %</b>
Fibra	<b>19.35 %</b>	<b>15.31 %</b>

En el Anexo II se muestran a detalle los de resultados obtenidos de absorbancia y concentración de astaxantina para los dos tipos de aceites y las curvas patrón de astaxantina en los dos tipos de aceite.

De acuerdo con las gráficas de superficie de respuesta, para el caso del aceite de pescado se obtuvo una máxima concentración de astaxantina de 0.2218 mg/mL a una temperatura de 45°C, en un tiempo de 180 min y con una relación 1:3.2, mientras que para el caso del aceite de girasol se obtuvo una concentración de astaxantina de 0.2674 mg/mL a una temperatura de 20°C, en un tiempo de agitación de 120 min y con una relación de 1:3.2. Por lo tanto, el aceite que extrajo una mayor cantidad de pigmento fue el aceite de girasol y con condiciones menos drásticas.

---

Para la determinación de la longitud de onda máxima de absorción se utilizó un estándar de astaxantina de Sigma Aldrich con el aceite correspondiente (pescado y girasol) y se observó que, para ambos casos, la longitud de onda era de  $\lambda_{\text{máx.}} = 487 \text{ nm}$

Las Gráficas 1 a 4, en tres dimensiones (3D), indican el efecto de dos variables independientes sobre la variable dependiente (concentración). El gráfico de superficie de respuesta (Gráfica 1) indica el rendimiento de carotenoproteínas en aceite de pescado en función del tiempo y temperatura de extracción, indicando que la extracción de astaxantina se incrementa al ir aumentando la temperatura, pero arriba de  $45^{\circ}\text{C}$  este rendimiento disminuye respecto al tiempo el máximo se obtiene a 180 min arriba de este tiempo el rendimiento disminuye. Para el caso de la relación aceite:homogeneizado (Gráfica 2), se puede observar que a una menor relación aceite:homogeneizado se extrae una mayor cantidad de carotenoproteínas, y se observa que la temperatura influye de manera casi lineal.

Para el caso del gráfico de aceite de girasol (Gráfica 3), se observa que a una menor temperatura se obtiene el máximo rendimiento de astaxantina y, al ir aumentando la temperatura, el rendimiento va disminuyendo para el caso del tiempo el máximo se observa a los 120 minutos. Para el caso de la relación aceite:homogeneizado (Gráfica 4), se tiene que a baja temperatura y una menor temperatura y relación aceite:homogeneizado el máximo rendimiento, mientras que al ir aumentando la temperatura y una mayor relación aceite:homogeneizado el rendimiento disminuye. Esto puede deberse a un efecto de dilución del pigmento.

Tanto para el aceite de girasol, como para el aceite de pescado se encontró que la  $\lambda$  máx de absorción era de 487 nm.

---

## 6. Conclusiones

- Se logró separar el pigmento carotenoide astaxantina del cefalotórax de camarón mediante su extracción con aceites comestibles.
- El aceite en el cual se observó una mayor extracción del pigmento fue en el aceite de girasol. No se puede especular el por qué de esto pero es importante que se continúe con esta investigación viendo las estructuras químicas de los ácidos grasos de cada tipo de aceite y de las astaxantinas, así como la polaridad para tratar de especular el por qué de este comportamiento.
- Se observó que a una menor concentración de aceite se obtuvo una mayor extracción del pigmento. Esto también deberá ser corroborado en experimentos futuros ya que tiene implicaciones económicas importantes.
- Las condiciones en las cuales se extrajo la mayor cantidad de astaxantina fueron, para el caso de aceite de pescado:  $T = 45^{\circ}\text{C}$ ,  $t = 180$  min, relación 1:3.2 Aceite:Homogeneizado (10 mL de aceite y 32 mL de homogeneizado).
- Las condiciones en las cuales se extrajo la mayor cantidad de astaxantina para el caso de aceite de girasol fueron  $T = 20^{\circ}\text{C}$ ,  $t = 120$  min, relación 1:3.2 Aceite:Homogeneizado (10 mL de aceite y 32 mL de homogeneizado).
- Tanto para el aceite de girasol como para el aceite de pescado se encontró que la  $\lambda_{\text{máx}}$  de absorción era de 487 nm.

---

## 7. ANEXO I. METODOLOGÍAS

### **Humedad (método de secado) (925.10, 1995 AOAC)**

*Fundamento:* Este método se basa en las mediciones de la pérdida de peso debida a la evaporación de agua a la temperatura de ebullición o cerca de ésta. La proporción de agua libre perdida aumenta al elevar la temperatura, por lo que es importante comparar únicamente los resultados obtenidos cuando se usan las mismas condiciones de secado. Además, si el alimento se descompone a altas temperaturas, es mejor usar una temperatura de secado más baja, por ejemplo 70°C y aplicar vacío si se desea reducirla aún más.

*Procedimiento:* Pesar de 2 a 3 gramos de muestra en un pesafiltro con tapa (previamente pesado después de tenerlo a peso constante 2 h a 130°C aprox.). Secar la muestra 2 h en estufa a 100-110°C. Retirar de la estufa, tapar, dejar enfriar en el desecador y pesar tan pronto como se equilibre con la temperatura ambiente. Repetir hasta peso constante. Calcular el porcentaje de humedad, reportándolo como pérdida por secado a 100-110°C.

Cálculos:

$$\% \text{ humedad} = \frac{A - B}{m} \times 100$$

donde:

A = peso del pesafiltro + muestra húmeda

B = peso del pesafiltro + muestra seca

m = peso de la muestra en gramos

---

### **Determinación de cenizas (942.05, 1995 AOAC)**

*Fundamento:* Las cenizas son el producto de la calcinación del material orgánico o inorgánico a altas temperaturas (500-600°C). Este residuo contiene óxidos y sales. Dentro de los aniones que pueden estar presentes están los siguientes: fosfatos, cloruros, sulfatos, etc. Los cationes que pueden estar presentes son: sodio, potasio, calcio, magnesio, hierro, manganeso, etc. El contenido de cenizas puede considerarse una medida de la calidad del proceso y puede ser usado para determinar identidad.

Se denomina así a la materia inorgánica que forma parte constituyente de los alimentos (sales minerales). Las cenizas permanecen como residuo luego de la calcinación de la materia orgánica del alimento. La calcinación debe efectuarse a una temperatura adecuada, que sea lo suficientemente alta como para que la materia orgánica se descomponga totalmente a gases, pero no tan excesiva para evitar que los compuestos inorgánicos sufran alteración (fusión, descomposición, volatilización o cambio de estructura).

La incineración cambia la naturaleza de la materia orgánica, las sales metálicas de los ácidos orgánicos se convierten en óxidos o carbonatos o reaccionan durante la incineración para formar fosfatos, sulfatos o haluros. Algunos elementos como el azufre y los halógenos pueden no ser completamente retenidos en las cenizas, pudiéndose volatilizar.

*Procedimiento:* Pesar de 3 a 5 gramos de muestra en un crisol (la muestra no debe sobrepasar la mitad del crisol) previamente pesado, después de ponerlo a peso constante 2h aprox. en la mufla a 600°C. Calcinar la muestra, primeramente con un mechero en la campana hasta que no se desprendan humos y posteriormente meter a la mufla 2 h, cuidando que la temperatura no pase de

---

550°C. Repetir la operación anterior si es necesario, hasta conseguir unas cenizas blancas o ligeramente grises, homogéneas. Enfriar en desecador y pesar. No poner los crisoles calientes en la mesa de la mufla. Calcular el porcentaje de cenizas.

Cálculos:

$$\% \text{ cenizas} = \frac{A - B}{m} \times 100$$

donde:

A= peso del crisol + cenizas

B = peso del crisol vacío

m = peso de la muestra en gramos

### **Determinación de proteína (método de Kjeldahl) (984.13, 1995 AOAC)**

*Fundamento:* La muestra se disuelve en ácido sulfúrico concentrado y se calienta con la finalidad de que la materia orgánica se libere en forma de CO<sub>2</sub>, los minerales se sulfaten y el nitrógeno se transforme en sulfato de amonio.

Como catalizador se utiliza CuSO<sub>4</sub>, el K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> sirve como elevador de la temperatura de ebullición (no es catalizador), por cada 10°C de elevación de la temperatura, la velocidad de la reacción se duplica. La reacción finaliza cuando la solución se torna de un color verde esmeralda translúcido. En este proceso de la digestión se libera de la muestra las grasas, fibra, carbohidratos, la parte oxigenada, quedando sólo la parte nitrogenada de la proteína. Al final se tiene H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> sobrante, sales sulfatadas de los minerales y sulfato de amonio.

En el proceso de destilación se añaden 10 mL de agua para diluir el ácido remanente a la vez que el sulfato de potasio precipite dejando libre en la parte superior el H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> sobrante formándose

---

dos fases, adicionándose después la sosa cáustica por los bordes del balón evitando la reacción violenta. La adición de la sosa neutraliza la acción del ácido sulfúrico sobrante, favorece la liberación del amoníaco en forma de  $\text{NH}_4\text{OH}$  que será recibido en el matraz Erlenmeyer que contiene la solución de ácido bórico.

Inicialmente, por el calentamiento desaparecen las dos fases, se forma una solución de color celeste-oscuro. Al hervir se torna color marrón por la presencia de un complejo cúprico, que desaparece a medida que se libera el amoníaco. El amoníaco es captado por la presencia de  $\text{H}_3\text{BO}_3$  que forma un complejo estable. Esto se refleja en el cambio de color de la solución de ácido bórico de rojo a amarillo. Esto es visible gracias al indicador rojo de metilo. Posteriormente, se determina por titulación con ácido clorhídrico 1 N hasta el cambio de color de amarillo a rojo grosella y se calcula el volumen de ácido gastado.

Cálculos:

$$\% \text{Proteína} = \frac{[(A-B)(N)(0.014\text{meq})(5.4)(100)]}{m}$$

donde:

A= volumen blanco

B= volumen muestra

N= normalidad NaOH

m= peso de la muestra en gramos

---

### **Determinación de grasa (920.39, 1995 AOAC)**

*Fundamento:* Se considera grasa al extracto etéreo que se obtiene cuando la muestra es sometida a extracción con un solvente orgánico. El término extracto etéreo se refiere a los ésteres de los ácidos grasos, a los fosfolípidos, esteroides, ceras, ácidos grasos libres y pigmentos.

El contenido de lípidos libres se puede determinar en los alimentos por la extracción del material seco y reducido a polvo con una fracción de éter de petróleo o dietílico en un aparato de extracción continua.

El mecanismo es el siguiente: al calentarse el solvente que se encuentra en el recipiente colector, se evapora ascendiendo los vapores por el tubo lateral, se condensa en el refrigerante y caen sobre la muestra que se encuentra en la cámara de extracción en un dedal. El disolvente se va acumulando hasta que el nivel sobrepase el tubo sifón, el cual se acciona y transfiere el solvente cargando de materia grasa al colector. Nuevamente el solvente vuelve a calentarse y evaporarse y, así, el proceso se repite durante el tiempo que dure la extracción en forma automática e intermitente y así la muestra es sometida a la acción del disolvente.

Poner a peso constante un matraz bola de fondo plano con perlas o piedras de ebullición en la estufa a 100°C, aproximadamente 2 h. Pesar de 4 a 5 gramos de muestra sobre un papel, enrollarlo y colocarlo en un cartucho de celulosa, tapar con un algodón (No apretar el algodón contra la muestra) y colocar el cartucho en el extractor. Conectar el matraz al extractor, en que se debe encontrar el cartucho con la muestra, y éste al refrigerante. (No poner grasa en las juntas). Agregar dos cargas del disolvente (generalmente éter etílico) por el refrigerante y calentar el matraz con parrilla a ebullición suave.

---

Para verificar que se ha extraído toda la grasa, dejar caer una gota de la descarga sobre papel filtro, al evaporarse el disolvente no debe dejar residuo de grasa. Una vez extraída toda la grasa, quitar el cartucho con la muestra desengrasada, seguir calentando hasta la casi total eliminación del disolvente, recuperándolo antes de que se descargue. Quitar el matraz y secar el extracto en estufa a 100°C por 30 min., enfriar y pesar. Calcular el porcentaje de grasa.

Cálculos:

$$\%Grasa = \frac{A - B(100)}{M}$$

donde:

A= peso del matraz con grasa

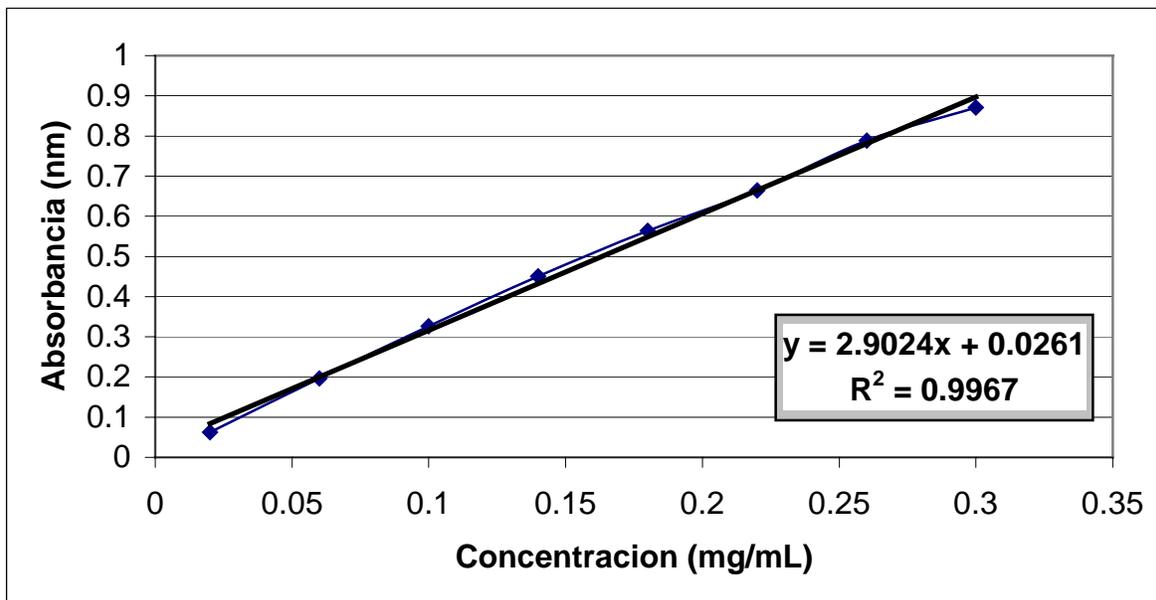
B= peso del matraz con perlas de vidrio vacío

M= peso de la muestra en gramos

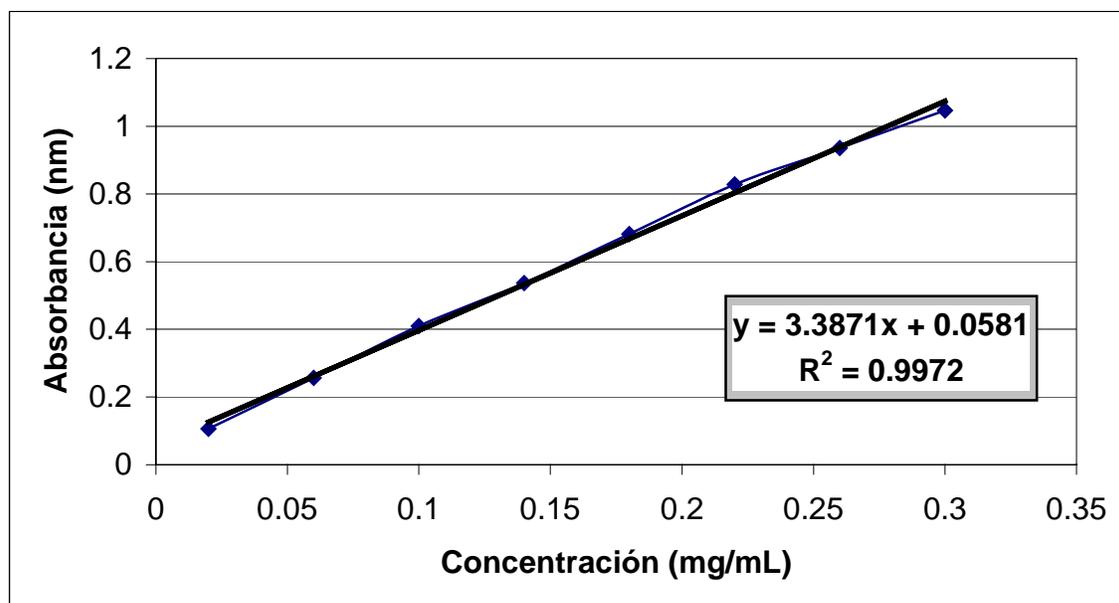
---

## ANEXO II. RESULTADOS EXPERIMENTALES

Gráfica A.II-1. Curva patrón de astaxantina en aceite de pescado



Gráfica A.II-2. Curva patrón astaxantina en aceite de girasol



**Tabla A.II-1.** Datos aceite de pescado

Temperatura(°C)	Tiempo (min)	Relación (ac:hom)	Absorbancia (nm)	Concentración (mg/mL)
20	60	2	0,2173	0,0658
70	60	2	0,2422	0,07445
20	180	2	0,3051	0,09612
70	180	2	0,2500	0,07714
20	120	1	0,4830	0,15742
70	120	1	0,5350	0,17533
20	120	3	0,2063	0,06208
70	120	3	0,2243	0,06828
45	60	1	0,3710	0,11883
45	180	1	0,6701	0,22188
45	60	3	0,1840	0,05440
45	180	3	0,2136	0,06460
45	120	2	0,2908	0,09120
45	120	2	0,2859	0,08951
45	120	2	0,3672	0,11752

(ac:hom) = aceite:homogeneizado

**Tabla A.II-2.** Datos aceite de girasol

Temperatura(°C)	Tiempo (min)	Relación (ac:hom)	Absorbancia (nm)	Concentración (mg/mL)
20	60	2	0,2250	0,0492
70	60	2	0,1518	0,0276
20	180	2	0,3268	0,0793
70	180	2	0,2359	0,0524
20	120	1	0,9640	0,2674
70	120	1	0,3846	0,0963
20	120	3	0,1952	0,0404
70	120	3	0,2436	0,0547
45	60	1	0,4549	0,1171
45	180	1	0,5918	0,1575
45	60	3	0,2303	0,0508
45	180	3	0,2949	0,0699
45	120	2	0,2617	0,0601
45	120	2	0,2419	0,0542
45	120	2	0,3328	0,0811

(ac:hom) = aceite:homogeneizado

---

## 8. BIBLIOGRAFÍA

- Anónimo. 2006a. Información de redes internacionales (“internet”). Dirección electrónica:  
<http://www.fao.org/fi/fcp/en/mex/body.htm>.
- Anónimo. 2006b. Información de redes internacionales (“internet”). Dirección electrónica:  
[http://omega.ilce.edu.mx:3000/sites/ciencia/volumen2/ciencia3/087/htm/sec\\_7.htm](http://omega.ilce.edu.mx:3000/sites/ciencia/volumen2/ciencia3/087/htm/sec_7.htm).
- Anónimo. 2006c. Información de redes internacionales (“internet”). Dirección electrónica:  
<http://www.casapia.40.ylos.com/spa/item/Astaxantina.html>.
- AOAC. 1995. *Official Methods of Analysis*. Association of Official Analytical Chemists. Washington, D.C. EEUUA.
- Cañipa, A. J. y Durán-de-Bazúa, C. 1997. Reaprovechamiento del cefalotórax de camarón, un proyecto exitoso. *Industria Alimentaria*. **19**(3):10-17.
- Desrosier, N. 1986. *Elementos de tecnología de alimentos*. CECSA, pp. 412-414. México D. F. México.
- FAO. 2006. Información de redes internacionales (“internet”). Dirección electrónica:  
<http://www.fao.org/docrep/field/003/ab493s/ab493s01.htm>
- Flores-Ortega R. A. 2004. Bioplástico de quitina: Formación de películas de quitina a partir de desechos de camarón por métodos ecológicos. *Tesis de maestría. Programa de Maestría y Doctorado en Ciencias Químicas*. Facultad de Química, UNAM. México D.F., México.
- Flores-Ortega R. A. 2007. Obtención y caracterización química de esponja de quitina a partir de cefalotórax de camarón. *Tesis Doctoral. Programa de Maestría y Doctorado en Ciencias Químicas. Facultad de Química*, UNAM. Disertación final en proceso. México D.F., México.

- 
- Gutiérrez-Cabello M. 2007. Evaluación de dietas enriquecidas con pigmentos carotenoides extraídos de harina de cefalotórax de camarón para robalo (*Centropomus undecimalis*) **Tesis profesional (Química de alimentos)** en proceso. Facultad de Química, UNAM. México D.F., México.
- Hidalgo-Zambrano, M. 1997. **Efecto de la composición nutricional de Artemia enriquecida en la reproducción de Penaeus vannamei**. Escuela Superior Politécnica del Litoral. Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar. Quito, Ecuador.
- Holthuis, L. B. 1980. Species Catalogue. I. Shrimps and Prawns of the World. An annotated catalogue of species of interest to fisheries. **FAO Fish. Synop. 125:261**.
- Knorr, D. 1991. Recovery and utilization of chitin and chitosan in food processing waste management. **Food Technology. 45(1):114-122**.
- Lee, D. O.C. y Wickins, J.F. 1992. **Crustacean Farming**. John Wiley and Sons, p. 278. Nueva York, EEUUA.
- Liaaen-Jensen, S. 1990. Marine carotenoids selected topics. **New Journal of Chemistry. 14:747-759**.
- Luna-Rodríguez, A. 2003. Extracción con lípidos de los pigmentos carotenoides del cefalotórax de camarón y su evaluación como ingrediente de dietas en larvicultivo de *Litopenaeus vannamei*. **Tesis profesional (Química de alimentos)**. Facultad de Química, UNAM. México D.F., México.
- Mandeville, S., Yailayan, V. y Simpson, B. 1991. Isolation and identification of carotenoid pigments, lipids, and flavor active components from raw commercial shrimp waste. **Food Biotechnology. 5(2):185-195**.
-

- 
- Mathur, N. K. y Narang, Ch. K. 1990. Chitin and chitosan, versatile polysaccharides from marine animals. *J. Chem. Educ.* **67**(11): 938-942.
- Merejkowsky, C. 1883. Histoire du développement de la méduse Obelia. *Bull. Soc. Zool. Fr.* **8**:98-129.
- No, H. K. y Meyers, S. P. 1992. Utilization of crawfish processing wastes as carotenoides, chitin and chitosan sources. *J. Korean Soc. Food Nutrit.* **21**(3):319-326.
- Salazar-González, M. 2000. Carotenoides: Distribución en el mundo vegetal y animal. ContactoS, **37**:60-68. Información de redes internacionales (“internet”). Dirección electrónica: <http://www.iztapalapa.uam.mx/contactos/n37ne/caroteno.pdf>
- SEMARNAT. 2006. Información de redes internacionales (“internet”). Dirección electrónica: [http://www.semarnat.gob.mx/estadisticas\\_2000/compendio\\_2000/02dim\\_economica/02\\_03\\_Pesca/pesquera](http://www.semarnat.gob.mx/estadisticas_2000/compendio_2000/02dim_economica/02_03_Pesca/pesquera)
- Seymour, T. A., Shiao-Jing-Li y Morrissey, M.T. 1996. Characterization of natural antioxidant from shrimp shell waste. *J. Food Sci.* **63**:491-494.
- Sierra, P., Acosta, C., García, J. A., García, A. R., Liedo, A., Melchor, J M., Ramos, S., Rosas, A., Toledo, M. P. y Zárate, E. 2000. Camarón del Pacífico. En *Sustentabilidad y pesca responsable en México: Evaluación y manejo, 1999-2000*. Instituto Nacional de Pesca. México D.F. México.
- Synowiecki, J. 2000. The recovery of protein hidrolisate during enzymatic isolation of chitin from shrimp “Crang” on processing discards. *J. Food. Chem.* **68**(2):147-152.
- Subasinghe, S. 1999. Chitosan from shellfish waste – health benefits overshadowing industrial uses. *INFOFISH-International.* **3**:58-65.

---

Young, A. y Britton, G. 1993. *Carotenoid in photosynthesis*. 1a. ed. Chapman and Hall. Londres.  
Inglaterra.

Zagalsky, P. F. 1976. Carotenoid protein complexes. *Pure and Applied Chemistry*. **47**(2-3):103-  
120.