



Instituto Politécnico Nacional
Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas
Departamento de Desarrollo de Tecnologías



**VARIACIÓN DE ÁCIDOS GRASOS DURANTE LA ONTOGENIA
INICIAL Y REQUERIMIENTOS LIPÍDICOS DE JUVENILES EN
CAUTIVERIO, DE CABRILLA ARENERA
*Parablax maculatofasciatus***

Tesis que para obtener el grado de
Maestro en Ciencias Marinas
Presenta:

I.B.Q. Víctor Carrasco Chávez

La Paz, Baja California Sur, México
Abril de 2004





INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL



CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE CIENCIAS MARINAS

DEPARTAMENTO DE DESARROLLO DE TECNOLOGÍAS

**VARIACIÓN DE ÁCIDOS GRASOS DURANTE LA ONTOGENIA
INICIAL Y REQUERIMIENTOS LIPÍDICOS DE JUVENILES EN
CAUTIVERIO, DE CABRILLA ARENERA
*Paralabrax maculatofasciatus***

**TESIS QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS
CON ESPECIALIDAD EN
CIENCIAS MARINAS**

PRESENTA

I.B.Q. VÍCTOR CARRASCO CHÁVEZ

**LA PAZ, BAJA CALIFORNIA SUR, MÉXICO
ABRIL DEL 2004**



INSTITUTO POLITECNICO NACIONAL
COORDINACION GENERAL DE POSGRADO E INVESTIGACION
ACTA DE REVISION DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B.C.S., siendo las 10:00 horas del día 19 del mes de Febrero del 2004 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de Tesis designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de CICIMAR para examinar la tesis de grado titulada:

"VARIACIÓN DE ÁCIDOS GRASOS DURANTE LA ONTOGENIA INICIAL Y REQUERIMIENTOS LIPÍDICOS
DE JUVENILES EN CAUTIVERIO, DE CABRILLA ARENERA *Paralabrax maculatofasciatus*"

Presentada por el alumno:

CARRASCO

Apellido paterno

CHÁVEZ

materno

VICTOR

nombre(s)

Con registro:

8	9	0	2	8	4
---	---	---	---	---	---

Aspirante al grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS CON ESPECIALIDAD EN CIENCIAS MARINAS

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **SU APROBACION DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISION REVISORA

Director de tesis
PRIMER VOCAL

DR. ROBERTO GIVERA CERECEDO

PRESIDENTE

DR. SERGIO AGUINIGA GARCIA

SECRETARIO

MC. JOSÉ LUIS ORTIZ GALINDO
Co-Director

SEGUNDO VOCAL

MC. YOLOXOCHITL ELIZABETH RODRIGUEZ
MONTESINOS

TERCER VOCAL

MC. MARTIN OSCAR ROSALES VELÁZQUEZ

EL PRESIDENTE DEL COLEGIO

DR. FRANCISCO ARREGUIN SANCHEZ



A mi familia:

- *Carmen Alba Huerta (bien amada esposa);*
- *Alejandra y Víctor Enrique (hijos y luz de mi vida).*
- *Alicia Chávez, Elías Carrasco, Emma Huerta y Eduardo Alba (padres y ejemplos a seguir).*
- *Rosita, Martín, Rubén, Elías, Mario, Bety, Marcos y Ricardo Carrasco; José Luis, Anita, Laura, Pedro, Juany, Eduardo y agilita Alba (hermanos y amigos).*

Por estar juntos, tanto en las duras como en las maduras.

AGRADECIMIENTOS

Primeramente a Dios y a quienes facilitaron mi formación académica:

- Comité Técnico de Prestaciones a Becarios del IPN, por permitirme concluir la presente tesis.
- Proyectos institucionales del IPN con clave CGPI, números 20020357, 20031235 y al proyecto del CIBNOR número PAC 17, por su financiamiento económico.
- Miembros de mi comisión revisora Dr. Roberto Civera Cerecedo, Dr. Sergio Aguiñiga García, M. en C. José Luis Ortiz Galindo, M. en C. Martín Oscar Rosales Velásquez y M. en C. Yoloxochitl Elizabeth Rodríguez Montesinos, por sus atinadas observaciones.

A quienes me apoyaron en los aspectos técnicos y logísticos.

- Del CICIMAR-IPN: Dr. Francisco Arreguin Sánchez, Dr. Sergio Hernández Trujillo, M. en C. José Luis Ortiz Galindo, M. en C. Martín Oscar Rosales Velásquez, M. en C. Tanos Grayeb del Alamo, Dr. Carlos Alfonso Alvarez González, Biol. Acuac. Juan Manuel Martínez Brown, Biol. Mar. Mariana Rodríguez Trejo y Christian Liñan Rivera.
- Del CIBNOR: Dr. Mario Martínez García, Dr. Roberto Civera Cerecedo, Dra. Berta Olivia Arredondo Vega, M. en C. Laura Carreón Palau, M. en C. Ernesto Goytortúa Bores, M. en C. Jorge del Angel Ramírez, I.B.Q. Sonia Rocha Meza, I.B.Q. Dolores Rondero Astorga, I.B.Q. Rosa Maria Ahumada.

A mis amigos:

- José Luis, Alfonso, Cristian, Juan Manuel, Mariana, Tanos, Martín Oscar, Rubén, Nicolás, Alfredo, Robert, Kitty, Laura, Jorge del Ángel, Tania, Ernesto, Sonia, Lola, Mami, Ariel, Manuel Baudilio y a todos aquellos que en este momento escapan a mi memoria, pero que siempre estuvieron a mi lado, haciendo de esta tesis una realidad; por su ayuda, apoyo y comprensión.

SINCERAMENTE GRACIAS

ÍNDICE

ÍNDICE	i
GLOSARIO	iii
NOMENCLATURA DE ÁCIDOS GRASOS	vi
LISTA DE TABLAS Y FIGURAS	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	x
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	5
2.1. La importancia de los estudios sobre lípidos	5
2.2. Variación de ácidos grasos durante la ontogenia inicial	5
2.3. Necesidades de lípidos en juveniles	9
3. JUSTIFICACIÓN	13
4. OBJETIVOS	14
5. MATERIALES Y MÉTODOS	15
5.1. Organización del estudio	15
5.2. Determinación de ácidos grasos durante la ontogenia inicial de la cabrilla arenera (Experimento 1)	15
5.2.1. Obtención y siembra de embriones	15
5.2.2. Esquema de alimentación	16
5.2.3. Calidad del agua	19
5.2.4. Toma de muestras	19
5.2.5. Análisis químicos	20
5.2.6. Análisis estadístico	23
5.3. Necesidades de lípidos en juveniles (Experimento 2)	23
5.3.1. Obtención y siembra de juveniles	23
5.3.2. Diseño experimental	24
5.3.3. Fabricación de alimentos	26
5.3.4. Calidad del agua	28
5.3.5. Obtención de muestras	28
5.3.6. Análisis estadístico	28
6. RESULTADOS	30
6.1 Determinación de ácidos grasos durante la ontogenia inicial de la cabrilla arenera (Experimento 1)	30
6.1.1. Calidad del agua	30
6.1.2. Crecimiento	30
6.1.3. Determinación de los niveles de lípidos y ácidos grasos en	

	embriones y larvas de la cabrilla arenera	32
6.2.	Necesidades de lípidos en juveniles (Experimento 2)	48
6.2.1.	Composición proximal y de ácidos grasos de los alimentos	48
6.2.2.	Calidad del agua	50
6.2.3.	Resultados zootécnicos: índices de crecimiento y supervivencia de juveniles	50
6.2.4.	Ácidos grasos en los juveniles	53
7.	DISCUSIÓN	56
7.1.	Determinación de ácidos grasos durante la ontogenia inicial de la cabrilla arenera (Experimento 1)	56
7.2.	Necesidades de lípidos en juveniles (Experimento 2)	61
8.	CONCLUSIONES	66
8.1.	Determinación de ácidos grasos durante la ontogenia inicial de la cabrilla arenera (Experimento 1)	66
8.2.	Necesidades de lípidos en juveniles (Experimento 2)	67
9.	RECOMENDACIONES Y SUGERENCIAS	68
10.	BIBLIOGRAFÍA	70

GLOSARIO

Ácidos grasos: Moléculas orgánicas que poseen una cadena hidrocarbonada larga con un grupo carboxilo terminal; la cadena hidrocarbonada puede ser saturada o insaturada al tener uno o varios enlaces dobles. Difieren, por la longitud de su cadena, el número y la posición de sus enlaces dobles.

Ácidos grasos indispensables: Se dicen indispensables, ya que el organismo no los sintetiza y requieren estar presentes en la dieta diaria en una proporción adecuada de los lípidos totales consumidos (Badui-Dergal, 1988).

Ácidos grasos poliinsaturados: Ácidos grasos que contienen dos o más enlaces dobles; algunos son ácidos grasos indispensables (Badui-Dergal, 1988).

Ácidos grasos altamente poliinsaturados: Ácidos grasos poliinsaturados de más de 18 carbonos en su cadena hidrocarbonada.

Adaptación alimentaria: Consiste en el cambio del alimento vivo a inerte.

Cenizas: Residuo inorgánico de la calcinación de un producto a no más de 550° C (Badui-Dergal, 1988).

Crianza: Término que se aplica al cultivo de las fases del período juvenil, aunque puede emplearse de forma genérica para el cultivo de cualquier período del ciclo de vida de los organismos.

Eleuteroembrión: Fase del período embrionario del desarrollo de los peces, que comienza con la eclosión del huevo y termina antes de la completa absorción del saco vitelino y el glóbulo de aceite (Balon, 1984).

Extracto etéreo: Se refiere al conjunto de sustancias extraídas con éter etílico. Incluyen, además de los ésteres de los ácidos grasos con el glicerol, a los fosfolípidos, las lecitinas, los esteroides, las ceras, los ácidos grasos libres, los carotenoides, la clorofila y otros pigmentos (Hart y Fisher, 1971).

Extrusión: Operación que consiste en hacer pasar un sólido, por medio de un tornillo sinfin a través de orificios de formas diferentes (Badui-Dergal, 1988).

Gravimetría: Método de análisis cuantitativo que se basa en el pesado de un precipitado que contiene la sustancia que se desea valorar (Badui-Dergal, 1988).

Lípidos: Nombre genérico de un grupo muy amplio de sustancias solubles en éter, cloroformo y otros solventes orgánicos y muy poco en agua; se incluyen grasas, aceites, ceras, fosfátidos, carotenoides, glicolípidos, lipoproteínas, esfingolípidos, vitaminas liposolubles, sulfolípidos, ácidos grasos, hidrocarburos y esteroides (Badui-Dergal, 1988).

Macroingredientes: ingredientes que se incluyen en grandes proporciones en los alimentos (harina de pescado, harina de trigo, pasta de soya, harina de trigo y muchos otros).

Materia seca: Material libre de humedad. Se determina por medio de la diferencia de peso al secar la materia húmeda a 70° C durante 24 h en estufa.

Microingredientes: ingredientes que se incluyen en pequeñas proporciones en los alimentos equilibrados (premezcla de vitaminas, premezcla de minerales, ligantes, pigmentos, antibióticos y otros).

Ontogenia: Comprende la serie de cambios morfofisiológicos que se dan durante el ciclo de vida de los peces (Balon, 1984).

Ontogenia inicial: Comprende la serie de cambios morfofisiológicos que se dan durante el periodo embrionario, larvario y juvenil de los peces (Ortiz-Galindo, 1991).

Periblasto: En peces teleósteos, se considera a la membrana delgada que cubre por debajo el embrión y rodea el vitelo (Moser, 1993).

Período embrionario: Esta compuesto de tres fases, la fase de segmentación, la cual inicia con la fecundación del óvulo y termina antes de que se cierre el blastoporo. La fase de embrión que inicia con el cierre del blastoporo y culmina antes de la eclosión. La fase de eleuteroembrión o embrión libre comprende a partir de la eclosión hasta antes de la completa absorción del saco vitelino (Balon, 1984).

Período juvenil: Está compuesto de dos fases, la fase prejuvenil, la cual inicia cuando se han formado todos los elementos de las aletas pares e impares y termina cuando se inicia el patrón de escamación. La fase juvenil es considerada cuando los peces han completado su patrón de escamación, termina cuando se inicia la formación de la gónada (Hubbs, 1958).

Período larvario: Este período está compuesto de tres fases. La fase de preflexión, la cual inicia en el momento de la absorción del saco vitelino, la apertura del ano, la boca, la pigmentación de los ojos, y en la que se observa un notocordio recto; termina cuando se inicia la flexión del notocordio. La fase flexión, la cual se inicia en el momento en el que comienza la flexión del notocordio; termina antes de la formación de la placa hipúrica. Finalmente, la fase postflexión, la cual se da posterior a la completa flexión de la notocordio, iniciando cuando se ha concluido con la osificación de la placa hipúrica; termina antes de que se complete el número de elementos (radios y espinas) de las aletas pares e impares (Kendall, 1984, modificado por Ortiz-Galindo, 1991).

Proteína cruda: Es el contenido de nitrógeno, que se obtiene al multiplicar el nitrógeno total por el factor de 6.25; determinándose casi siempre por una combustión líquida en la que se convierte el nitrógeno inicialmente en sulfato amoniacal y finalmente en amoniaco. El amoniaco se destila y se titula con una solución ácida normalizada. A todo el proceso se le conoce como el método de Kjeldhal (Hart y Fisher, 1971).

Siembra: Proceso de introducción de los organismos en un sistema de cultivo, para ser criados durante un período de tiempo.

Sistema cerrado: Es un sistema en el cual el agua se recicla con la utilización de bombas y diversos filtros (mecánico, biológico, químico entre otros) por lo general el agua se reutiliza indefinidamente, aunque regularmente se tienen que realizar pequeños recambios con agua del exterior del sistema.

NOMENCLATURA DE ÁCIDOS GRASOS

Ácidos carboxílicos (R-COOH)

La Unión Internacional de Química Pura y Aplicada (UIQPA) nombra a los ácidos carboxílicos, anteponiendo la palabra ácido y adicionando la terminación *oico* al alcano correspondiente. En el caso de ácidos grasos saturados se ejemplifica con el ácido palmítico que presenta la fórmula condensada: $\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{14}\text{COOH}$; fórmula simplificada: 16:0; nomenclatura UIQPA: ácido hexadecaenoico. Este es un ácido graso de 16 carbonos unidos por enlaces covalentes simples.

Si presenta uno o más enlaces covalentes dobles (insaturaciones), estos se van a denominar con los números de cada uno de los carbonos que los contienen, contando a partir del radical -COOH. En el caso de los ácidos grasos monoenoicos se ejemplifica con el ácido palmitoleico que presenta la fórmula condensada: $\text{CH}_3(\text{CH}_2)_5\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$; fórmula simplificada: 16:1n-7; nomenclatura UIQPA: ácido cis-9-hexadecenoico. Este es un ácido graso de 16 carbonos con una insaturación en el carbono 9 contado a partir del radical -COOH.

La fórmula simplificada, en su primer dígito, manifiesta el número de carbonos presentes en la cadena principal de la molécula del ácido graso; el segundo dígito, manifiesta el número de insaturaciones, existentes entre los carbonos de la cadena principal; si presenta un número al final con la letra n antepuesta, este manifiesta el número del carbono de la cadena principal que contiene la insaturación, contando a partir del grupo $-\text{CH}_3$ (contrario a la nomenclatura UIQPA), si presenta dos o más insaturaciones, estas se manifiestan cada 3 carbonos, por lo que no se especifica cada una de ellas. En el caso de ácidos grasos poliinsaturados se ejemplifica con el ácido eicosapentaenoico que presenta la fórmula condensada: $\text{CH}_3[\text{CH}_2\text{CH}=\text{CH}]_5(\text{CH}_2)_3\text{COOH}$; fórmula simplificada: 20:5n-3; con nomenclatura UIQPA: ácido cis-5,8,11,14,17-eicosapentaenoico. Este es un ácido graso de 20 carbonos con 5 insaturaciones en los carbonos 5,8,11,14 y 17; contados a partir del radical -COOH (nomenclatura UIQPA) y la primera insaturación se cuenta en el carbono 3 a partir del grupo $-\text{CH}_3$ (nomenclatura común).

LISTA DE TABLAS Y FIGURAS

TABLAS

Tabla 1. Contenidos lipídicos de los alimentos utilizados para la crianza de peces marinos	11
Tabla 2. Esquema de siembra utilizado para la crianza de larvas en la cabrilla arenera	16
Tabla 3. Esquema de alimentación utilizado para la crianza de larvas en la cabrilla arenera	17
Tabla 4. Formulaciones de los alimentos experimentales empleados durante la crianza de juveniles en la cabrilla arenera	27
Tabla 5. Calidad del agua del cultivo larvario en la cabrilla arenera	30
Tabla 6. Contenido en lípidos, AG totales y proporción de AG/lípidos durante el desarrollo de embriones y larvas en la cabrilla arenera en inanición y alimentadas	33
Tabla 7. Composición en ácidos grasos de embriones y larvas en la cabrilla arenera sin alimentar	36
Tabla 8. Composición en ácidos grasos de los alimentos vivos suministrados a las larvas en la cabrilla arenera	41
Tabla 9. Composición en ácidos grasos de larvas alimentadas en la cabrilla arenera (2 a 10 DDE)	44
Tabla 10. Composición en ácidos grasos de larvas alimentadas en la cabrilla arenera (15 a 30 DDE)	47
Tabla 11. Análisis químico proximal (g/100g de materia seca, excepto humedad) de los alimentos inertes suministrados a los juveniles en la cabrilla arenera	48
Tabla 12. Composición en ácidos grasos ($\mu\text{g}/\text{mg}$ en base seca) de los alimentos suministrados a juveniles en la cabrilla arenera	49
Tabla 13. Peso y longitud patrón (LP) de juveniles en la cabrilla arenera de 45 DDE alimentados con niveles de lípidos por 42 días	50
Tabla 14. Índices de crecimiento, supervivencia y calidad del alimento de juveniles en la cabrilla arenera alimentados con diferentes niveles de lípidos durante 42 días	52
Tabla 15. Análisis químico proximal (g/100g de materia seca) de juveniles en la cabrilla arenera alimentados a diferentes niveles de lípidos por 42 días	52
Tabla 16. Composición en ácidos grasos de juveniles en cabrilla arenera alimentados con niveles de lípidos durante 42 días	55

FIGURAS

Figura 1. Peso seco ($\mu\text{g}/\text{individuo} \pm$ desviación estándar) de los embriones y larvas en la cabrilla arenera durante su desarrollo	31
Figura 2. Peso seco ($\mu\text{g}/\text{individuo} \pm$ desviación estándar) de los embriones y larvas en la cabrilla arenera con y sin alimento durante su desarrollo	31

RESUMEN

Se realizaron dos experimentos, el primero para determinar la composición en ácidos grasos (AG) durante la ontogenia inicial de la cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus* y el segundo para determinar el efecto del nivel de lípidos en el alimento sobre el crecimiento, utilización del alimento, composición química y de ácidos grasos en organismos juveniles bajo condiciones de cultivo controladas. En el primer experimento, se utilizaron embriones obtenidos de 10 desoves, los cuales se sembraron en tanques cilindro-cónicos, conectados a un sistema de cultivo cerrado (SC-12) en el CICIMAR. El experimento se inició a partir de la eclosión (0 días después de la eclosión, DDE) y duró 30 días, durante los cuales se determinaron las variaciones en los lípidos totales y los AG en los siguientes organismos: embriones (día 0), eleuteroembriones (1 DDE), larvas alimentadas y sin alimentar (2, 3, 4 DDE), larvas alimentadas (7, 10, 15, 20, 25, 30 DDE), así como del alimento vivo suministrado. Las larvas fueron alimentadas con rotíferos (*Brachionus plicatilis*) y *Artemia franciscana* (nauplios, juveniles y adultos). Se pudieron identificar 4 fases en el metabolismo de los lípidos y AG: La primera corresponde a un período endotrófico, que se inicia con la activación del oocito y se completa antes de la apertura-bucal (0 a 2 DDE); esta fase se caracteriza por un intenso uso de todos los AG y una relación de los ácidos docosahexaenoico/eicosapentaenoico (DHA/EPA) de 3:1 en promedio. La segunda fase (endo-exotrófica), se inicia con la primera alimentación y se completa con la total absorción de las reservas vitelinas (2 a 3 DDE), la mayoría de los AG alcanzaron sus mínimas concentraciones, a los 2 DDE (14:0 > 18:1n-9 > 20:5n-3 > 16:1n-5 > 16:1n-7) y a los 3 DDE (16:0 > 18:0 > 22:6n-3 > 20:4n-6 > 17:0 > 15:0 > 18:1n-7 > 16:2). Mientras que otros se cuantificaron por primera vez a los 2 DDE (18:3n-3 > 18:2n-6) y a los 3 DDE (20:1n-7), esto queda marcado con el inicio de la actividad hepática y pancreática. La tercera fase (exotrófica), se inicia con la acumulación de glucógeno en el hígado (4 DDE) y concluye con la completa formación del tracto digestivo (12 a 16 DDE), donde todos los AG determinados se incrementaron en forma exponencial por el aporte de los rotíferos (2 a 15 DDE). Además, se presentó una reducción drástica (86%) de la relación DHA/EPA de 2.1:1 a 0.3:1. La cuarta fase (exotrófica), se inicia cuando las

actividades hepáticas, pancreáticas e intestinales de la larva son realizadas como en los adultos (16 a 24 DDE), continuando por el resto de su vida, donde todos los AG se incrementan por el aporte de la *Artemia* (15 a 30 DDE), alcanzando una relación DHA/EPA de 0.1:1. El DHA lo aporta el producto comercial SELCO® utilizado para enriquecer los rotíferos y nauplios de *Artemia*.

En el segundo experimento, se evaluaron 3 alimentos con diferentes niveles de lípidos (5, 10 y 15%) durante 42 días. Para ello, se utilizaron juveniles de cabrilla arenera con peso promedio de 0.38 ± 0.06 g se cultivaron en el SC-12, distribuyéndolos de manera aleatoria en 9 tanques de 140-l, a razón de 20 peces/tanque y 3 réplicas por tratamiento. Cada catorce días, se determinó el peso y la longitud patrón (LP). Al finalizar el experimento se evaluaron índices de crecimiento, supervivencia, calidad del alimento y composición química de los juveniles. A los 28 días de cultivo, los peces alimentados con 15% de lípidos presentaron diferencias significativas en peso y longitud patrón (2.62 g y 5.00 cm LP) con respecto a los alimentados con 10% (2.05 g y 4.71 cm LP) y 5% (2.02 g y 4.68 cm LP) de lípidos. Esta diferencia se mantuvo con la misma tendencia hasta el final del experimento. De igual forma, los juveniles alimentados con 15% de lípidos (5.37 ± 0.26 g/día) crecieron significativamente más rápido que los alimentados con 10% (4.65 ± 0.70 g/día) y 5% (4.18 ± 0.31 g/día). La supervivencia final, fue superior a 76% con los tres alimentos. No se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos a nivel del factor de condición, ganancia en peso, alimento consumido, factor de conversión alimenticia y eficiencia lipídica, ni tampoco en la composición en proteína, lípidos totales y cenizas en los peces. La concentración de AG en los peces al final del bioensayo, aumentó conforme el nivel de inclusión de lípidos en los alimentos suministrados fue mayor. Durante la pre-engorda de juveniles de la cabrilla arenera (peso promedio inicial 0.38 g), el nivel de 15% de lípidos en el alimento permitió obtener el mejor crecimiento en peso y longitud. No obstante, se habrá de estudiar el efecto de niveles, aún mayores, de inclusión de lípidos en el alimento, para determinar con precisión las necesidades lipídicas de estos organismos y optimizar el crecimiento y la utilización del alimento.

ABSTRACT

Two experiments were conducted to determine the fatty acid composition of spotted sand bass *Paralabrax maculatofasciatus* during early ontogeny and the effect of dietary lipid level on growth, chemical and fatty acid composition of juveniles under laboratory culture conditions. In the first experiment, eggs from 10 spawns were reared in cylindrical-conical tanks within a closed system (SC-12). Hatching was designated day 0 and the experiment lasted 30 days after hatching (DAH). Total lipids and fatty acid contents were recorded for different stages and specimens: embryos (0 DAH), eleutheroembryos (1 DAH); fed and starved larvae (2, 3, 4 DAH); fed larvae (7, 10, 15, 20, 25, 30 DAH), and live food. Larvae were fed with rotifers (*Brachionus plicatilis*) and *Artemia franciscana* (nauplii, juvenile, and adult). Four phases of the lipid and fatty acid metabolism were identified: The first phase corresponds to the endotrophic period, beginning at oocyte activation and its completion just after mouth-opening (0 to 2 DAH). It is characterized by an intense use of all the fatty acids, and a mean docosahexaenoic to eicosapentaenoic acid (DHA/EPA) ratio of 3:1. The second phase (endo-exotrophic) followed the first feeding and is completed with total exhaustion of yolk reserves (2 to 3 DAH). It is also marked by weak hepatic and pancreatic activity (4 DAH). Most of the fatty acids reached their minimum values at 2 DAH (14:0 > 18:1n-9 > 20:5n-3 > 16:1n-5 > 16:1n-7) and at 3 DHA (16:0 > 18:0 > 22:6n-3 > 20:4n-6 > 17:0 > 15:0 > 18:1n-7 > 16:2). Some fatty acids appeared for the first time at 2 DAH (18:3n-3 > 18:2n-6) and at 3 DHA (20:1n-7). The mean DHA/EPA ratio was 3:1. The third phase (exotrophic) started with important glycogen accumulation in the liver (4 DAH) and concluded with the formation of the complete digestive tract (12 to 16 DAH). Fatty acid content increased exponentially by using rotifers to feed the larvae (2 to 15 DAH). Also, a dramatic decline in the DHA/EPA ratio was observed (2.1:1 to 0.3:1). The fourth phase (exotrophic) started when the hepatic, pancreatic, and intestinal activities of the larvae were functioning as in adults (16 to 24 DAH). All the fatty acids increased by adding *Artemia* (15 to 30 DAH). DHA content in larvae increased as rotifers and *Artemia* nauplii were enriched with SELCO[®], a commercial lipid emulsion.

In the second experiment, three practical diets containing 5, 10, and 15% lipids were evaluated over 42 days. Juvenile spotted sand bass, with initial mean weight of 0.38 ± 0.06 g, were randomly distributed in nine 140-l tanks at a density of 20 fish/tank. Dietary treatments were evaluated in triplicate. Every 14 days, individual wet weight and standard length of the juveniles were recorded. At the end of the experiment, indices of growth, survival, and chemical composition of the specimens were calculated. After 28 days, fish fed the 15% lipid diet showed significant differences in wet weight and standard length (2.62 g; 5.00 cm) compared to those fed diets 10% lipids (2.05 g; 4.71 cm), and 5% lipids (2.02 g; 4.68 cm). Specific growth rate of fish fed the 15% lipid diet (5.37 g/day) was significantly higher than those fed diets with 10% (4.65 g/day) and 5% (4.18 g/day) lipids. The final survival rate was higher than 76% for all treatments. No significant differences among dietary treatments were found in weight gain, condition factor, feed intake, lipid efficiency ratio, and fish whole-body composition (protein, total lipid, and ash). At the end of the feeding trial, fatty acid content in whole body fish was enhanced by the presence of higher dietary lipid content. The diet containing 15% lipids resulted in the greatest growth (specific growth rate and standard length) of juvenile spotted sand bass (0.38 g) under laboratory conditions. Nevertheless, further research should focus on evaluating higher dietary lipid levels in order to determine the lipid requirements of this species, hence to optimize growth and feed efficiency.

1. INTRODUCCIÓN

El cultivo de peces marinos se ha venido desarrollando de manera experimental desde hace más de 50 años, sin embargo su desarrollo comercial inicio a partir de 1970, en países como Japón, Francia, España, Noruega y Canadá, entre otros (Tocker, 1998). Las producciones alcanzadas, no se comparan con las obtenidas a través de la pesca (Castelló-Orvay, 1993). Aunque, se observa un incremento en la producción por acuicultura, este no es a la velocidad que el crecimiento mundial requiere (Coll-Morales, 1986).

Según las estadísticas de la FAO (2002), la contribución de la acuicultura al suministro mundial de pescado, crustáceos y moluscos creció, ya que pasó del 3.9% de la producción total en peso en 1970, al 27.3% en 2000. La acuicultura crece con mayor rapidez que todos los demás sectores de la producción de alimentos de origen animal. En el ámbito mundial, el sector ha aumentado por término medio a una tasa compuesta de 9.2% al año desde 1970, frente al crecimiento de tan solo 1.4% registrado en la pesca de captura y el 2.8% en los sistemas terrestres de producción de carne a base de cría de animales.

A mediano plazo, tanto en los países desarrollados como en los países en vías de desarrollo, las políticas públicas pretenden favorecer el incremento en la producción acuícola, pero no necesariamente a costa de la pesca de captura, sino más bien mediante la acuicultura. Los principales grupos de especies criados en aguas marinas son moluscos, plantas acuáticas y en tercer lugar peces (42.2, 40.4 y 8.7% respectivamente).

Algunas de las especies de peces marinos que actualmente se cultivan en el mundo de manera comercial son: *Dicentrarchus labrax*, *Sciaenops ocellatus*, *Sparus aurata*, *Scophthalmus maximus* (= *Psetta maxima*), entre otras. Además son muchas las especies de potencial acuicultural que se están estudiando con el fin de desarrollar su tecnología (Bellastrazzi et al., 1994; Craig et al., 1999; Diaz et al., 2002; Regost et al., 2001). Para avanzar en el cultivo de peces marinos, se necesitan superar los diferentes problemas que conlleva la producción de larvas, así que es necesario conocer las necesidades nutricionales de las especies en sus diferentes etapas de desarrollo, con el fin de incrementar la supervivencia y hacer

del cultivo una actividad rentable. Existen tres períodos críticos durante el crecimiento de larvas de peces marinos en lo que a la supervivencia se refiere y que principalmente han sido estudiados en *Sparus aurata*. El primero comienza a partir del cuarto día, correspondiente a la absorción del saco vitelino y la disponibilidad del primer alimento, aunque en este período las mortalidades no son muy elevadas. El segundo período, correspondiente del día 12 al 17, está asociado a la poca alimentación de las larvas por la carencia de presas, a los cambios de alimentación, a la falta de componentes nutricionales adecuados en el alimento, al decaimiento de la calidad del agua, y al afloramiento de enfermedades donde la tasa de mortalidad aumenta de forma acelerada. El tercer período ocurre entre el día 20 y 25 de vida de las larvas; aquí se observa un desbalance en el crecimiento debido a una insuficiencia de alimento, la inhabilidad de las larvas de menor tamaño a adaptarse a los cambios de alimento, la diferencia de tallas que puede provocar la aparición de canibalismo, que en muchos casos se incrementa cuando la densidad de siembra no es la adecuada, y cuando se inicia el período de adaptación alimentaria (Kuronuma y Fukusho, 1984; Hepher, 1993).

La FAO (2002) reportó que el 1.9% de la producción mundial en acuicultura se tuvo en América latina, concentrándose el 93% en seis países: Chile, Brasil, Ecuador, Colombia, México y Cuba (48.8, 17.6, 7.1, 7.1, 6.2 y 6.0% respectivamente), donde los principales productos fueron el salmón y el camarón. La producción acuacultural en México se concentra en cíclidos, ostras, camarón y carpas (37, 27, 18, 13% respectivamente).

Como un esfuerzo para iniciar el cultivo de peces marinos en Baja California Sur, se han efectuado estudios para desarrollar la tecnología de cultivo de una especie marina, la cabrilla arenosa. Los estudios para desarrollar la tecnología de cultivo de la cabrilla arenosa *Paralabrax maculatofasciatus* lo iniciaron Matus-Nivon et al. (1990), ya que la señalaron como una especie con potencial acuacultural, debido al crecimiento obtenido en sus dos primeros meses de vida y su resistencia al manejo. Posteriormente en el CRIP-La Paz, Aviles-Quevedo et al. (1995) con base a su experiencia de la cría larvaria en un laboratorio de producción con sistema abierto y con la engorda en jaulas flotantes, desarrollaron un esquema

teórico en el que establecen la obtención de organismos de talla comercial a los 8-11 meses de edad; sin presentar datos de supervivencia en las diferentes etapas de cultivo.

El grupo de investigación del CICIMAR, conjunta la experiencia hasta ahora desarrollada y aplica un esquema integral para obtener el desarrollo biotecnológico de la cabrilla arenera en el cual se contemplan cinco rubros: 1) inducción al desove; 2) cultivo larvario; 3) producción de alimento vivo; 4) engorda de juveniles; 5) calidad del agua y enfermedades.

A través de este esquema se ha logrado establecer la biotecnología para la producción de cabrilla arenera teniendo los siguientes avances:

Se desarrollaron metodologías para la producción de los cultivos de apoyo requeridos durante la crianza larvaria, como son los rotíferos *Brachionus plicatilis* (Ramírez-Sevilla et al., 1991) y los copépodos *Pseudodiaptomus euryhalinus* (Payán-Aguirre, 1994; Osorio-Galindo, 1998). Actualmente, ya se cuenta con los cultivos de apoyo que se mantienen en el cepario en el laboratorio de Biología Experimental, escalándolos cuando es necesario en el área de producción de alimento vivo dentro de la UPIMA, que satisface completamente el esquema de suministro de alimento vivo diseñado por Alvarez-González (1999), que a la fecha se sigue aplicando con ligeras modificaciones ya que con ella se obtuvo la mejor supervivencia (11.1%).

En cuanto a la producción de semilla, se cuenta permanentemente con un lote de reproductores capturados en el campo, domesticados y mantenidos por períodos largos para proveer a los experimentos de larvas en un área destinada para ellos en el laboratorio de Biología Experimental, con una rutina de alimentación a base de mojarra y calamar frescos, establecida por Rosales-Velázquez (1997). Se determinó una densidad de siembra óptima de 50 eleuteroembriones/l, con lo que se alcanzó una supervivencia de 11.1% durante el periodo larvario, que representa el cuello de botella para cualquier cultivo (Alvarez-González et al., 2001b). También se ha trabajado en el estudio de la ontogenia de diversas enzimas digestivas y realizando una adaptación alimentaria de las larvas con alimentos inertes (Alvarez-González, 2003).

Para la pre-engorda y engorda de juveniles se conoce la densidad óptima de siembra en jaulas flotantes (70 individuos/m³ y 49 individuos/m³) en el campo (Grayeb-Del Alamo, 2001). Así mismo, se conoce el nivel adecuado de proteína en el alimento para la mejor ganancia en talla y peso de los juveniles (Alvarez-González et al., 2001a) con 45% de proteínas en un alimento práctico y con 55% con un alimento semi-purificado (Anguas-Vélez et al., 2000).

En el aspecto de calidad del agua y enfermedades, en algunas ocasiones cuando se iniciaron los ensayos de cultivo, se presentaban enfermedades causadas por bacterias y protozoarios (Martínez-Díaz, 1995), debido a la falta de experiencia para controlar la calidad del agua, pero actualmente esos problemas se pueden evitar a través de un adecuado manejo profiláctico (Merino-Contreras et al., 2001).

En la medida que la densidad de siembra para la producción de semilla y la necesidad de proteínas durante la preengorda, han sido cubiertas, se hace necesario ahora cubrir los aspectos de ácidos grasos y lípidos; con el fin de garantizar un buen crecimiento y supervivencia en los diferentes periodos del desarrollo de la cabrilla arenera.

Por lo anterior, la presente tesis contempla en una primera etapa, describir las variaciones de los ácidos grasos durante la ontogenia inicial con el propósito de cubrir sus necesidades, y en una segunda etapa, conocer el efecto del nivel de lípidos en el alimento sobre diversos parámetros zootécnicos y de eficiencia alimentaria de los juveniles de la cabrilla arenera con el fin de diseñar un alimento adecuado para la preengorda de la cabrilla arenera.

2. ANTECEDENTES

2.1. La importancia de los estudios sobre lípidos

Los lípidos de la dieta son importantes por varias razones. En primer lugar, por aportar componentes que son necesarios para el crecimiento, como los fosfolípidos y el colesterol, principales constituyentes de las membranas de las células. En segundo lugar, porque aportan energía para el mantenimiento de las funciones del organismo, lo cual a su vez permite que las proteínas del alimento sean utilizadas para el crecimiento. En tercer lugar, por ser la fuente de componentes lipídicos indispensables, es decir lípidos que el pez no puede sintetizar, por tanto debe obtenerlos a partir del alimento; estos compuestos son los ácidos grasos indispensables (AGI). En cuarto lugar, por ser el vehículo de otros componentes necesarios para la función normal de los seres vivos, como las vitaminas liposolubles A, D, E y K (Fernández-Borras, 1993).

En general es importante conocer el papel que juegan los lípidos y en particular los ácidos grasos (AG) en todos y cada uno de los períodos del desarrollo de los peces especialmente en el larvario, período en el que hay un crecimiento acelerado. Aquí los lípidos juegan un papel importante en la nutrición larvaria, que se deriva de su utilización para la obtención de energía y suministro de ácidos grasos indispensables (AGI).

2.2. Variación de ácidos grasos durante la ontogenia inicial

Los peces de agua dulce satisfacen sus requerimientos de AGI con el ácido linoleico (18:2n-6) y ácido linolénico (18:3n-3), ya que son capaces de elongar y disminuir saturaciones (desaturar) de estos AG para formar el ácido araquidónico (AA, 20:4n-6), el ácido eicosapentaenoico (EPA, 20:5n-3) y el ácido docosahexaenoico (DHA, 22:6n-3), para su incorporación a los fosfolípidos de las membranas celulares (Kanazawa et al., 1980; Sargent et al., 1995). El precursor del AA es el 18:2n-6 y del EPA y DHA es el 18:3n-3 (Sargent et al., 2003).

Las necesidades de AGI para los peces marinos se centran en el AA, el EPA y el DHA. Esto es debido a que presentan una escasa capacidad de

sintetizarlos a partir del 18:2n-6 y 18:3n-3 (Owen et al., 1975; Cowey et al., 1976; Yamada et al., 1980; Sargent et al., 1995).

En la actualidad se acepta que insuficientes niveles dietarios de AA, EPA y DHA son la causa principal de crecimiento lento y altas mortalidades observadas en las larvas de peces marinos y se requiere la presencia de ellos en las concentraciones y proporciones adecuadas a cada especie para su desarrollo inicial (Fukusho et al., 1984; Kitajima et al., 1980a, b; Mourente et al., 1999; Sargent et al., 1999; Watanabe et al., 1978a, b; 1983, 1993). Estudios comparativos de patrones de larvas alimentadas y no alimentadas, mostraron que su concentración no varía a expensas de otros AG, en las larvas no alimentadas, sugiriendo que deben ser componentes indispensables para las larvas de *Sparus aurata* (Koven et al., 1989; Rodríguez, 1994), *Pagrus major* (Tandler et al., 1989), *Scophthalmus maximus* (=Psetta máxima) (Rianuzzo et al., 1994), *Gadus morhua* (Van der Meeren et al., 1991) y *Perca fluviatilis* (Abi-Ayad et al., 2000).

El DHA es indispensable para la formación de tejido nervioso (Navarro et al., 1993) y la formación de la retina (Kanazawa, 1993). En estudios realizados por Bell et al. (1995) se demostró una baja actividad depredadora de las larvas de *Clupea harengus* alimentadas con *Artemia* deficiente en DHA. La importancia del AA radica en que es un precursor primario de eicosanoides y prostaglandinas (Castell, 1978; Bell y Sargent, 2003).

Rianuzzo et al. (1992) realizaron un estudio comparativo de AG y composición de lípidos de larvas marinas de *Hippoglossus hippoglossus*, *Pleuronectes platessa*, *Gadus morhua* y *Scophthalmus maximus* (=Psetta maxima), observaron que los AG más utilizados en las cuatro especies fueron: de los saturados, el ácido hexadecanoico (16:0); de los monoenoicos, el ácido cis-9-octadecenoico (18:1n-9); y de los ácidos grasos poliinsaturados (AGPI), se demostró que es necesario suministrar el DHA con el alimento en forma adecuada.

Abi-Ayad et al. (2000) encontraron en *Perca fluviatilis* que los ácidos monoenoicos mas asimilados fueron el ácido cis-9-hexadecenoico (16:1n-7) seguido del 18:1n-9, tanto en larvas alimentadas como en inanición. De los

poliinsaturados en larvas en inanición en orden descendente fueron AA, EPA y DHA; en larvas alimentadas en orden descendente fueron DHA, EPA y AA durante la primera semana de vida, demostrando que son asimilados en diferentes proporciones durante cada una de las fases de desarrollo.

Mourente et al. (1999) encontraron en larvas de *Dentex dentex* sin alimentar, que el consumo de los AG en orden descendente fue el siguiente: de los saturados, 16:0 y 18:0; de los monoenoicos, 18:1n-9, 16:1n-7 y 18:1n-7; y de los poliinsaturados, DHA, EPA y AA.

Díaz et al. (2002) desarrollaron una teoría para explicar la forma en que se absorben y utilizan todos los tipos lipídicos en embriones y larvas de *Dicentrarchus labrax*, *Sparus aurata* y *Stizostedion lucioperca*. Estos autores describen cuatro fases características del metabolismo inicial de lípidos: 1) La primera fase, corresponde al período endotrófico, que se da después de la eclosión y se completa justamente antes de la apertura de boca. Se caracteriza por: (a) un uso intensivo de las reservas del saco vitelino, en el cual el periblasto sintetiza lipoproteínas que son transportadas por el torrente sanguíneo, (b) la organogénesis del tracto digestivo y el establecimiento de actividades para el uso de lípidos como alimento (secreciones biliares, secreciones pancreáticas y absorción intestinal). 2) La segunda fase se presenta con la primera alimentación y cubre los primeros días de la vida larvaria. Esto queda marcado por la completa absorción de las reservas vitelinas, terminando con la síntesis de lipoproteínas del periblasto y la subsiguiente desaparición de las lipoproteínas por el torrente sanguíneo, por lo que se marca una débil actividad hepática y pancreática seguida de una débil absorción lipídica en los intestinos. 3) La tercera fase es completada por la total reabsorción de la vesícula vitelina y consecuentemente, por el final del período endo-exotrófico, que se caracteriza por un marcado incremento de la síntesis hepática (lípidos biliares) y síntesis pancreática (zimógenos), mientras la absorción intestinal se desarrolla y las lipoproteínas son transportadas al torrente sanguíneo de la larva. 4) La cuarta fase corresponde estrictamente al período exotrófico, durante el cual las actividades hepáticas, pancreáticas e intestinales son realizadas como en los adultos.

Peña et al. (2003) al hacer un estudio histológico durante el desarrollo larvario de la cabrilla arenera, encontraron que a los 2 días después de la eclosión (DDE) se abren la boca y el ano. A los 3 DDE, el saco vitelino y el glóbulo de aceite fueron totalmente consumidos. Desde los 4 DDE observaron una reacción positiva al ácido peryódico de Schiff (manifiesta la presencia de polisacáridos) en las células de borde de cepillo de ambos intestinos. El hígado a partir de este día en adelante también mostró una reacción positiva al ácido peryódico de Schiff. Sobre los 6 DDE, los conductos biliares se hicieron presentes y el páncreas adquirió su forma final. Algunos gránulos de zimógenos fueron observados. Se observó una reacción positiva a la ninhidrina de Schiff (manifiesta la presencia de grupos amino) en el intestino posterior. A los 16 DDE el tracto digestivo y glándulas gástricas de la cabrilla arenera estuvieron bien diferenciados, marcando lo que llamaron el final del período larvario y el inicio del período juvenil con relación al tracto digestivo. En otras palabras, la reacción positiva al ácido peryódico de Schiff detectó la presencia de glucógeno, marcando el inicio de la actividad hepática; la reacción positiva a la ninhidrina de Schiff, manifiesta la presencia de grupos amino, marcando el inicio de la actividad pancreática.

Alvarez-González (2003), al hacer un estudio de la actividad enzimática digestiva durante el desarrollo larvario de la cabrilla arenera, encontró actividad amilasa desde la eclosión. La actividad de proteasas alcalinas se inició a los 2 DDE y alcanzó su pico de máximo a los 12 DDE para posteriormente bajar su actividad. La actividad de proteasas ácidas se inicia simultáneamente con el pico máximo de las proteasas alcalinas para alcanzar su máxima actividad a los 25 DDE. La actividad de esterasas no específicas y/o lipasas fue detectada desde el embrión, acentuándose en la larva (2 DDE), lo que le permite a la larva aprovechar los lípidos del glóbulo de aceite y los provenientes de las presas vivas, incrementando rápidamente su actividad, alcanzando su máximo a los 9 DDE. En este período está restringida la digestión de AG de cadena corta y no es sino hasta los 12 ó 15 DDE que empiezan a funcionar las lipasas verdaderas, lo que se equipara fuertemente con la funcionalidad del estómago. Las fosfatasa presentaron su pico máximo a los 12 DDE, lo que está relacionado no solamente

con la funcionalidad del estómago, sino probablemente también con la maduración de los eritrocitos del intestino. Concluye que el estómago es el principal órgano que realiza la digestión y el intestino el que realiza principalmente la función de absorción de nutrientes a partir de los 12 DDE, llegando a su máximo a los 25 DDE.

2.3. Necesidades de lípidos en juveniles

La asimilación y utilización de cualquier tipo de alimento, depende en gran medida de su composición, siendo más eficiente cuando se dispone del suministro correcto de energía y los nutrimentos indispensables en las cantidades requeridas por el pez para su crecimiento y mantenimiento (Hepher, 1993). En cuanto al crecimiento de los peces, éste depende de diversos factores como el tipo de alimento, la ración, la frecuencia alimenticia, el peso corporal, y muchos otros, por lo que cuando el alimento es insuficiente o los nutrimentos no tienen la calidad necesaria, el crecimiento se inhibe o cesa por completo (Castelló-Orvay, 1993). Para el metabolismo basal de los peces se requiere de lípidos, ya que son indispensables para su crecimiento y desarrollo normal incluyendo la reproducción. Además, representan su principal fuente de energía, por lo que la mayoría de estos compuestos deben ser obtenidos a través del alimento, ya que la capacidad de los organismos para sintetizar esas moléculas a partir de estructuras de carbono es limitada (Walton, 1987).

Para el cultivo de peces se han determinado algunos niveles óptimos de lípidos en el alimento (Tabla 1), lo cual ha permitido el desarrollo de estrategias de alimentación y producción rentables (New et al., 1993). Sin embargo, estas necesidades varían dependiendo de la especie, sexo y estado fisiológico en que se encuentre, por lo que es de suma importancia determinar la calidad y cantidad óptima del alimento, no solo de lípidos, sino de todos los componentes nutricionales involucrados durante la alimentación de los peces marinos.

De los niveles de lípidos recomendados, cabe destacar los del suborden Percoidei, al cual pertenece la cabrilla arenera, variando estos niveles de 7 a 18% de lípidos. Lin y Shiau (2003) evaluaron 5 niveles de lípidos 0, 4, 8, 12 y 16%

utilizando aceite de pescado/aceite de maíz en proporción 1:1 en alimentos con 50% de proteína en *Epinephelus malabaricus*, determinando que 9% es el nivel de inclusión de lípidos más adecuado en cuanto al crecimiento y la retención de lípidos en los tejidos de juveniles de 4.4 g. Kestmont et al. (2001) evaluaron tres niveles de lípidos 6, 12 y 18% utilizando aceite de pescado con y sin etoxiquina como antioxidante en alimentos conteniendo también 40% de proteína en *Perca fluviatilis*, y encontraron que los mejores alimentos fueron de 12 y 18% con antioxidante para juveniles de 22.7 g. Craig et al. (1999) realizaron investigaciones referentes a la utilización de alimentos completos en el crecimiento de *Sciaenops ocellatus*, utilizando aceite de pescado para ajustar a niveles de 0, 7, 14 y 21% de lípidos en alimentos que contenían 40% de proteína y demostraron que los mejores alimentos estuvieron entre 7 y 14% de lípidos totales para juveniles de 7.3 g. Espinós et al. (2003) evaluaron 4 niveles de proteína 40, 45, 50 y 55% y 3 niveles de lípidos 12, 17 y 22% utilizando aceite de pescado en *Dentex dentex*, y encontraron que los mejores alimentos fueron los que contenían 50% de proteína y entre 12 y 17% de lípidos totales para juveniles de 2.5 g. Chou et al. (2001) evaluaron en *Rachycentron canadum*, 7 niveles de proteína 36, 40, 44, 48, 52, 56 y 60% y 6 niveles de lípidos 3, 6, 9, 12, 15 y 18% utilizando aceite de bacalao/aceite de soya en proporción 2:1 y encontraron que el mejor alimento fue el de 44.5% de proteína y 5.76% de lípidos totales para juveniles de 41 g.

En México, se han realizado estudios con la cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus*, donde se menciona que es adecuado el uso de alimentos semi-húmedos para la engorda de esta especie, alcanzándose supervivencias de 16.6% (Cadena-Roa y Roldan-Libenson, 1994). En los estudios realizados por Avilés-Quevedo et al. (1994 y 1995) se menciona que la alimentación de la cabrilla arenera es adecuada con el uso de alimentos semi-húmedos durante las etapas de pre-engorda y engorda. Se ha probado un alimento semi-húmedo con 52% de proteína y 22% de lípidos, obteniendo buenos resultados en cuanto a su consumo, aunque el crecimiento fue relativamente lento (Grayeb-Del Alamo, 2001). También Alvarez-González et al. (2001a) probaron alimentos prácticos con 9% de lípidos, y determinaron que 45% de proteína en el alimento es el nivel adecuado para un

Tabla 1. Contenidos lipídicos de los alimentos utilizados para la crianza de peces marinos.

Orden			% Lípidos		
Siluriformes			6-18, óptimo 18		
Especie	NOL (%)	Peso Inicial (g)	Peso Final (g)	Tiempo	Referencia
<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>	18	2.7	31.9	8 s 6 d	Martino et al. (2002)
Perciformes			0-22, óptimo 7-18		
Percoidei			0-22, óptimo 7-18		
Especie	NOL (%)	Peso Inicial (g)	Peso Final (g)	Tiempo	Referencia
<i>Epinephelus malabaricus</i>	9	4.4	19.6	8 s	Lin y Shiau (2003)
<i>Perca fluviatilis</i>	12 a 18	22.7	49.3	8 s	Kestmont et al. (2001)
<i>Sciaenops ocellatus</i>	7 al 14	7.3	38.5	8 s	Craig et al. (1999)
<i>Dentex dentex</i>	12 a 17	2.5	14.6	6 s	Espinós et al. (2003)
<i>Rachycentron canadum</i>	15 a 18	41	134.1	8 s	Chou et al. (2001)
Labroidei			0-20, óptimo 12		
Especie	NOL (%)	Peso Inicial (g)	Peso Final (g)	Tiempo	Referencia
<i>Oreochromis niloticus</i> x <i>O. aureus</i>	12	1.4	3.3	8 s	Chou y Shiau (1996)
Pleuronectiformes			10-25, óptimo 10-15		
Especie	NOL (%)	Peso Inicial (g)	Peso Final (g)	Tiempo	Referencia
<i>Psetta maxima</i>	10 a 15	660	1511.4	12 s	Regost et al. (2001)
<i>Pleuronectes</i> (= <i>Pseudopleuronectes</i>) <i>americanus</i>	10	0.8	3.5	10 s	Hebb et al. (2003)

Abreviaturas –d: días, NOL: nivel optimo de lípidos, s: semanas,

crecimiento adecuado en juveniles de 9.5 g. En un estudio realizado por Anguas-Vélez et al. (2000) probaron alimentos semi-purificados con 10% de lípidos, y se determinó al 55% de proteína como nivel adecuado para un crecimiento adecuado en juveniles de 2.5 g. Estos dos últimos trabajos representan los primeros estudios realizados para conocer las necesidades en proteína de la cabrilla arenera, pero no se han estudiado las necesidades en lípidos, mismos que forman parte de los objetivos de la presente tesis.

3. JUSTIFICACIÓN

En la actualidad, el CICIMAR-IPN cuenta con la tecnología básica y la infraestructura necesarias para la producción de peces marinos de manera intensiva. La utilización de sistemas cerrados es relativamente nueva en México y en especial con agua marina. En este aspecto, los sistemas con que se cuenta han hecho sus primeras pruebas para determinar su capacidad de carga para la producción de larvas, que resultó ser de 50 eleuteroembriones/l alcanzando una supervivencia de 11.1% al día 30 de vida (Alvarez-González et al., 2001b). Además, a partir del conocimiento de las necesidades de proteína (45%) para el alimento de los juveniles de la cabrilla arenera, es necesario conocer el nivel adecuado de lípidos con el fin de cubrir las necesidades energéticas y estructurales para su desarrollo y crecimiento en condiciones de cultivo intensivo.

Aprovechando la experiencia adquirida, se pretende determinar la variación de ácidos grasos desde embrión hasta juvenil de 30 días de vida, con una visión puramente descriptiva, pero con la finalidad de comprender aún más la fisiología de la cabrilla arenera, y poder así aplicar estos conocimientos para optimizar la alimentación de las larvas.

El principal problema que enfrenta cualquier cultivo, es la obtención de semilla de buena calidad y en la cantidad suficiente. El cultivo de la cabrilla arenera no es la excepción, por lo que es prioritario conocer sus necesidades lipídicas durante las etapas de producción. De esta forma, durante el desarrollo inicial se espera que los ácidos grasos de cadena corta (de 14 a 18 carbonos) sean consumidos primeramente, seguidos por los de cadenas largas (de 20 a 22 carbonos). Por otra parte, tomando en consideración los resultados obtenidos en los trabajos de Alvarez-González et al. (2001a) y Anguas-Vélez et al. (2000), se espera que el requerimiento de lipídico de los juveniles de cabrilla arenera sea cercano al 10%.

4. OBJETIVOS

4.1. OBJETIVO GENERAL

Describir la composición en ácidos grasos, desde el período embrionario hasta el juvenil, y evaluar el efecto del nivel de lípidos en alimentos prácticos sobre el crecimiento de juveniles de cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus*, bajo condiciones controladas.

4.1.1. Objetivos particulares

1. Determinar los perfiles de ácidos grasos durante el desarrollo embrionario y hasta su muerte por inanición de larvas de cabrilla arenera.
2. Determinar los perfiles de ácidos grasos durante el desarrollo larvario hasta su transformación a juvenil de cabrilla arenera, así como de los alimentos vivos suministrados durante la crianza larvaria.
3. Evaluar el efecto del nivel de inclusión de lípidos en el alimento (5, 10 y 15%), sobre el crecimiento, supervivencia, utilización del alimento, y la composición química de juveniles de cabrilla arenera.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Organización del estudio

El presente trabajo consta de dos experimentos, los cuales se realizaron en el sistema de cría de larvas (SC-12) descrito por Alvarez-González et al. (2001b) en la Unidad Piloto de Maricultivos (UPIMA) del Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas perteneciente al Instituto Politécnico Nacional (CICIMAR-IPN).

En el Experimento 1, se determinaron los perfiles de los ácidos grasos durante el desarrollo embrionario, un lote de huevos fecundados se subdividió en dos grupos. Al primer grupo no se suministró alimento exógeno, terminado con la muerte por inanición de las larvas a los 4 DDE. Al segundo grupo se le suministró alimento vivo en la fase de eleuteroembriones (2 DDE), y hasta la fase juvenil (30 DDE) antes de iniciar la adaptación alimentaria.

El Experimento 2 se realizó para evaluar el efecto del nivel de lípidos (5, 10 y 15%) en el alimento sobre el crecimiento de los juveniles. Este experimento inició después concluir la adaptación alimentaria (45 DDE) y tuvo una duración de 42 días.

5.2. Determinación de los ácidos grasos durante la ontogenia inicial de la cabrilla arenera (Experimento 1)

5.2.1. Obtención y siembra de embriones

Los huevos se obtuvieron por medio de desoves espontáneos de un lote de reproductores capturados en el campo y mantenidos en cautiverio en agua de mar, bajo condiciones controladas: temperatura $24.4 \pm 0.2^{\circ} \text{C}$, oxígeno disuelto $6.3 \pm 0.2 \text{ mg O}_2/\text{l}$, salinidad $37.1 \pm 0.6\text{‰}$, amonio $94.4 \pm 3.0 \mu\text{g NH}_4\text{-N/l}$, nitritos $23.2 \pm 0.9 \mu\text{g NO}_2\text{-N/l}$ y pH de 8.1 ± 0.1 . Los reproductores fueron alimentados con mojarra y calamar frescos para su maduración sexual en el sistema cerrado de inducción al desove (SCID) descrito por Rosales-Velázquez (1997). El sistema es parte de la infraestructura con que cuenta el Laboratorio de Biología Experimental del CICIMAR-IPN.

Posteriormente se separaron los huevos fecundados de los no fecundados por diferencia de densidad, siguiendo la metodología descrita por Rosales-Velázquez (1997). Como lo muestra la Tabla 2, los desoves superiores a 80 ml de huevos fecundados (80 ml de huevos X 1867 huevos/ml = 149360 huevos fecundados) fueron los que se utilizaron para los experimentos.

Tabla 2. Esquema de siembra utilizado para la crianza de larvas en la cabrilla arenera.

Día	Desove sembrado			Individuos analizados
	No.	Embriones	(ml)	
0 Sin al.	0	149360	80	36929
1 Sin al.	1	224040	120	51057
2 Sin al.	2	205370	110	42321
2 Con al.	3	186700	100	57735
3 Sin al.	4	196035	105	40535
3 Con al.	5	214705	115	44184
4 Sin al.	6	224040	120	41284
4 Con al.	7	168030	90	17472
7, 10 y 15 Con al.	8	214705	115	16151
20, 25 y 30 Con al.	9	177365	95	281
SUMA		1960350	1050	347949
Promedio		201221	108	34558
Desviación estándar		20405	11	18871

Abreviaturas –al: alimento

5.2.2. Esquema de alimentación

La alimentación exógena se inició siguiendo el protocolo establecido en la Tabla 3, a partir de los 2 DDE, momento en el que las larvas concluyeron la absorción del saco vitelino, pigmentaron los ojos y se dio la apertura de la boca y del ano. Los alimentos suministrados fueron el rotífero *Brachionus plicatilis* y *Artemia franciscana* (nauplios, juveniles y adultos), (ARGENT, grado III 250- 450 micras, Redmond, E.U.A.). Ambos tipos de presas vivas se suministraron enriquecidos y sin enriquecer.

El tamaño del *Brachionus plicatilis*, oscila entre 150 y 300 µm de longitud. Estos organismos se produjeron en un cultivo semi-continuo en la UPIMA, dentro de columnas cilindro-cónicas translúcidas, con capacidad de 300 l, con aireación central, a una densidad aproximada de 300 individuos/ml, y fueron alimentados

Tabla 3. Esquema de alimentación utilizado para la crianza de larvas en la cabrilla arenera.

Día	Rotíferos <i>Brachionus plicatilis</i> (individuos/ml)	<i>Artemia franciscana</i> (individuos/ml)	Microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> (células/ml)
1			3×10^5
2	2.1 S	-	-
3	0.7 S	-	3×10^5
4	2.3 S	-	-
5	4.2 E	-	6×10^5
6	7.7 E	-	-
7	7.3 E	-	6×10^5
8	9.2 E	-	-
9	11.6 E	-	-
10	8.3 E	-	-
11	8.3 E	-	-
12	10.1 E	-	-
13	7.1 E	1 n S	-
14	6.5 E	2.1 n S	-
15	5.8 E	2.1 n E	-
16	-	3.3 n E	-
17	-	4.1 n E	-
18	-	4.9 n E	-
19	-	4.9 n E	-
20	-	8 n E, 0.1 j	-
21	-	8 n E, 0.1 j	-
22	-	8 n E, 0.1 j	-
23	-	8 n E, 0.1 j	-
24	-	4 n E, 0.05 j, 4 a	-
25	-	Adulta a saciedad, 4 n E	-
26	-	Adulta a saciedad, 4 n E	-
27	-	Adulta a saciedad, 4 n E	-
28	-	Adulta a saciedad, 4 n E	-
29	-	Adulta a saciedad, 2 n E	-
30	-	Adulta a saciedad, 1 n E	-

Abreviaturas -a: adulto, E: enriquecido, j: juvenil, n: naupio y S: sin enriquecer.

con microalgas (*Nannochloropsis oculata*) a una densidad aproximada de 25×10^6 células/ml siguiendo el protocolo descrito por Ramírez-Sevilla et al. (1991).

El enriquecedor que se usó fue Selco® (INVE Aquaculture, Ghent, Bélgica), aplicándolo por lo menos 6 h antes a los individuos; la mezcla se hizo con aireación suficiente para mantener la emulsión y fue suministrado en las cantidades recomendadas por el fabricante.

En cualquier caso, antes de suministrar los rotíferos enriquecidos a las larvas, éstos se lavaron cuidadosamente con agua de mar filtrada en un tamiz de

luz de malla de 35 μm para no perder los organismos. Con esto se trató de evitar la adición a los tanques de cultivo, de remanentes de grasa pertenecientes al enriquecedor, que pudieran provocar algún daño al cultivo larvario, favoreciendo el incremento de bacterias en el medio.

La *Artemia franciscana* mide aproximadamente 430 μm de longitud y se obtuvo a partir de la eclosión de quistes, previo tratamiento con una solución de hipoclorito de sodio. El proceso de descapsulación consistió en hidratar 100 g de quistes durante una hora en agua dulce con aireación suficiente para mantenerlos en suspensión. Una vez hidratados, adquirieron forma esférica, misma que facilitó la acción en toda su superficie de la solución para descapsular. A continuación se filtraron en una malla de 150 μm , lavándose con abundante agua de mar y resuspendiéndolos en 100 ml de hipoclorito de sodio 1.5 N. Una vez resuspendidos los quistes, se agitaron durante unos minutos con una varilla de vidrio hasta que completaron la reacción, momento en que los quistes se pusieron de un color anaranjado. Esta reacción es exotérmica, por lo cual, durante el proceso de descapsulación se controló la temperatura por debajo de 40° C, manteniendo el recipiente sumergido en un baño de recirculación de agua. Los quistes eclosionados se filtraron y se lavaron constantemente con agua de mar filtrada hasta que desapareció el olor a cloro. Para eliminar los residuos de hipoclorito en los quistes eclosionados, se resuspendieron en agua de mar con 5 ml de tiosulfato de sodio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$) al 1.25% agitándolos durante dos minutos por lo menos. Finalmente los quistes se filtraron, se lavaron, se escurrieron y se conservaron a 4° C para su posterior uso como alimento.

Para la obtención de los nauplios de *Artemia* los quistes se mantuvieron durante 24 h en un recipiente cilindro-cónico con 2 l de capacidad, provisto de agua dulce, aireación central suficiente para mantenerlos en suspensión, así como una lámpara de 25 W que mantuvo la temperatura de 28-30° C; esto aceleró y favoreció la sincronía de la eclosión. Para la obtención de juveniles y adultos de *Artemia* se les aplicó el mismo tratamiento que a los nauplios, con la variante que se sembraron en recipientes de 20 y 100 l consecutivamente. Mismos que fueron alimentados con rotíferos a una densidad aproximada de 300 individuos/ml.

5.2.3. Calidad del agua

Los experimentos se llevaron a cabo con agua de mar natural bajo condiciones controladas y fotoperíodo 13:11 luz: oscuridad (L:O), utilizando los siguientes equipos: (a) para la salinidad, temperatura y oxígeno disuelto se usó un oxímetro (YSI, modelo 85, E.U.A.) con una precisión de 0.1 ‰, 0.1° C y 0.01 mg O₂/l respectivamente; (b) el amonio total y el nitrito se determinaron con una precisión de 0.1 y 0.01 µg N/l respectivamente, a través de los métodos colorimétricos descritos por Strickland y Parsons (1972), utilizando un espectrofotómetro (SPECTRONIC, modelo Genesys 2, E.U.A.); y (c) potencial de hidrógeno (*pH*) en un potenciómetro (ORION®, modelo 410A, E.U.A.), con una precisión de 0.01 unidades de *pH*. Cada 24 horas (h) se efectuaron los muestreos de calidad del agua.

5.2.4. Toma de muestras

Al principio y al final del experimento, se tomaron muestras de los organismos involucrados en el experimento, efectuándoles los análisis de lípidos y ácidos grasos. Se tomaron muestras desde la fase de embrión (día 0 al principio del experimento); eleuterembriones de 1 y 2 DDE; larvas de 3, 4, 7, 10, 15, 20, 25 y 30 DDE, (este último marca el final del experimento); y alimentos vivos suministrados.

Tanto las larvas como el alimento vivo muestreados de los tanques experimentales, se recolectaron tras permanecer de 12 a 24 h en el sistema cerrado de agua de mar y sin suministro de alimento, con el fin de que no contuvieran alimento en el tracto digestivo y poder asegurar que los análisis correspondieran únicamente a su composición corporal.

Los embriones se concentraron en un tamiz de 500 µm de luz de malla para ser lavados con agua de mar filtrada y enjuagados con formiato 0.4 Molar (*M*); los eleuteroembriones de 1 y 2 DDE; y las larvas de 3 y 4 DDE se lavaron en un filtro de 280 µm; las larvas de 7 a 30 DDE se lavaron en un filtro de 500 µm de luz de malla dentro de un recipiente con agua de mar filtrada, para evitar que se

maltrataran en la medida de lo posible; se enjuagaron finalmente con formiato 0.4 M; se guardaron con el mínimo de agua en frascos de vidrio de 50 ml previamente calibrados y sellados con teflón. Se homogeneizaron en las paredes del frasco en un congelador de rodillos (LABCONCO, modelo 79490, E.U.A.) y de forma inmediata se congelaron nuevamente a -50°C en un ultracongelador (REVCO, modelo ULT750-5-A12, E.U.A.). Se liofilizaron a -50°C y -380 mili Bares durante 24 h en un liofilizador (LABCONCO, modelo 77520-J, E.U.A.) y posteriormente se sellaron los frascos en atmósfera de nitrógeno (libre de O_2), con teflón. Las muestras se guardaron al abrigo de la luz, envolviendo los frascos que las contenían en papel aluminio, dentro de un ultracongelador que las mantuvo a -80°C (REVCO, Modelo ULT 1386-A34, E.U.A.) hasta el momento de su posterior análisis.

Los análisis de lípidos y ácidos grasos se llevaron a cabo en el Laboratorio de Biotecnología de Microalgas del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR).

El número y tipo de análisis realizado dependió en gran medida del tamaño de las muestras recogidas en los experimentos; las muestras de las larvas en el Experimento 1 fueron tan reducidas que solo se pudieron analizar lípidos y ácidos grasos por duplicado.

5.2.5. Análisis Químicos

Lípidos totales: La extracción de los lípidos se realizó por triplicado según el método descrito por Bligh y Dyer (1959) modificado a nuestro tipo y tamaño de muestra con el único fin de efectuar la cuantificación del perfil de ácidos grasos de las muestras. El método consistió en pesar con exactitud al menos 20 mg de muestra liofilizada en un tubo de centrifuga de 10 ml, adicionando de 3 a 5 gotas de una mezcla de cloroformo: metanol (1:2 v/v), se maceró con una varilla de vidrio en baño de hielo y al abrigo de la luz. Se continuó adicionando la mezcla hasta formar una masa homogénea, se lavaron finalmente las paredes del tubo y la varilla con la mezcla hasta completar un volumen de 5 ml. Se metió el tubo 2 minutos a un ultrasonicador (BRANSON, modelo 3510-DHT, E.U.A.), se dejó

reposar a 5° C durante toda la noche en el tubo de centrifuga tapado con papel aluminio (al abrigo de la luz) y sellado con cinta teflón. Al día siguiente, se centrifugó (Centrífuga: BECKMAN, modelo 349702, E.U.A.) durante 5 minutos a 4500 RPM y 5° C, y con una pipeta se transfirió la fase líquida a un segundo tubo de centrifuga. Se procedió a macerar la fase sólida sedimentada lavando las paredes del tubo y la varilla con 0.555 ml de cloroformo, repitiendo los pasos de ultrasonificación y centrifugado, la fase líquida se transfirió con una pipeta un segundo tubo, realizando dos lavados más bajo el mismo procedimiento. En el segundo tubo, a la fase de solventes se le agregaron 3 ml de agua destilada, con el fin de mantener una proporción de cloroformo: metanol: agua de 2:2:1.8. Se homogeneizó en un agitador de tubos (BAXTER, modelo S8223-1, E.U.A.) y se centrifugó durante 5 minutos a 4500 RPM y 5° C; quitando con una pipeta el sobrenadante que contenía la fase metanol: agua; limpiando la superficie de la interfase y extrayendo al mismo tiempo por succión las partículas suspendidas en la interfase. Se transfirió la fase de cloroformo con los lípidos a un matraz pera de 50 ml con cuello esmerilado. Se concentraron los lípidos inmediatamente en un rotavapor (BÜCHI, modelo R 124, Suecia), para evitar la hidratación del cloroformo (que toma un color lechoso). Se transfirió el concentrado de lípidos a un vial de 2 ml con empaque de teflón, previamente llevado a peso constante. El matraz pera se lavó 3 veces, con 3-5 gotas de cloroformo, y toda la solución se transfirió a un vial de 2ml con ayuda de una pipeta. La evaporación del cloroformo en el vial se completó bajo corriente de nitrógeno. Se determinó el contenido de lípidos totales de la muestra por gravimetría (balanza: METTLER TOLEDO, modelo AG245, Suecia) con una precisión de 10 µg.

Los lípidos extraídos se guardaron en atmósfera de nitrógeno (libre de oxígeno), en viales sellados con teflón, al abrigo de la luz, y congelados a -80° C para su posterior análisis.

Ácidos grasos (AG): Las muestras de lípidos totales se derivatizaron a ésteres metílicos para su identificación y cuantificación por cromatografía de gases. Se utilizó el método de la AOAC (1995), descrito por la Norma Oficial

Mexicana (NOM-F-490-1987), adecuándolo a nuestro tamaño de muestra. Se diluyeron los lípidos en cloroformo, colocándolos en un matraz balón de 10 ml con cuello esmerilado y se le adicionaron tres perlas de ebullición. Se evaporó el cloroformo bajo corriente de nitrógeno, adicionando 1 ml de una mezcla metanólica de NaOH 0.5 N. Al matraz balón se le conectó un condensador y el enfriamiento del condensador se conectó a un sistema de recirculación de agua a 5° C. Se calentó el matraz bajo reflujo hasta que los glóbulos de grasa desaparecieron (5-10 minutos). A continuación se añadió 1.5 ml de una solución metanólica de trifloruro de boro (BF_3) al 14%, por el extremo superior del refrigerante; continuando la ebullición 2 minutos. Posteriormente se añadió 1 ml de hexano por el extremo superior del refrigerante; continuando la ebullición 1 minuto. El matraz se quitó de la parrilla de calentamiento para que se enfriara; añadiéndole 10 ml de una solución saturada de NaCl; sacando el matraz y rotándolo suavemente se continuó la adición de solución saturada de NaCl para llevar la fase orgánica disuelta en hexano al cuello. Con una pipeta se transfirió la fase orgánica disuelta en el hexano a un vial de 2 ml con empaque de teflón previamente llevado a peso constante. Finalmente se evaporó el hexano del vial bajo corriente de nitrógeno, y el contenido de AG totales se determinó por gravimetría. De esta forma se analizaron cada una de las muestras y sus réplicas. Los ésteres metílicos de los AG extraídos se guardaron en atmósfera de nitrógeno dentro de viales sellados con teflón, mismos que fueron almacenados al abrigo de la luz y congelados a -80°C para su posterior identificación y cuantificación por cromatografía de gases (CG).

Los ésteres metílicos de los AG obtenidos se separaron para su identificación y cuantificación utilizando un cromatógrafo gas-líquido acoplado a un espectrofotómetro de masas (GC-MS, HEWLETT PACKARD, modelo 1800B, Alemania). Se usó una columna capilar de sílice fundida empacada con 2-polietilenglicol como fase estacionaria de 30 m de longitud X 0.25 mm diámetro interior y 0.25 μm de espesor (SUPELCO®, catálogo No. 2-4136, E.U.A.). El programa de temperaturas para la columna fue: 1^{er} Rampa 110°C permaneció 3 minutos, de 110°C hasta 165°C a una velocidad de $30^\circ\text{C}/\text{minuto}$. 2^{da} Rampa

165° C permaneció 2 minutos, de 165° C hasta 220° C a una velocidad de 2° C/minuto, y permaneció 16 minutos a 220° C. El gas de acarreo utilizado fue helio a un flujo de 0.9 ml/minuto y 110° C, el inyector operó a 250° C, y el detector a 260° C.

La identificación y cuantificación de cada AG se llevó a cabo mediante la comparación de espectros de masas con los espectros contenidos en la base de datos WISR/NBS, con el programa de computo (HP Chem Station en Windows 95). Esta identificación fue confirmada por: (a) comparación y análisis detallado de los espectros de 28 AG comerciales y abundantes en organismos marinos contenidos en un multiestándar de concentración entre 20 y 100 µl/ml; (b) comparación con los tiempos de retención de las muestras con el PUFA-1, de fuente marina (SUPELCO®, catálogo No. 4-7033, E.U.A.) que fue utilizado como un segundo estándar.

5.2.6. Análisis estadístico

Se realizaron análisis estadísticos de los AG entre larvas en inanición y alimentadas (días 2, 3 y 4 DDE). Se les realizaron pruebas de normalidad y homoscedasticidad; al no cumplir con estos postulados se aplicaron pruebas de U de Mann-Whitney. Para todos los estadísticos se utilizó el programa estadístico STATISTICA v 6.0.

5.3. Necesidades de lípidos en juveniles (Experimento 2)

5.3.1. Obtención y siembra de juveniles

Los peces se obtuvieron a partir del Experimento 1, durante 15 días se realizó la adaptación alimentaria con un alimento que contenía 10% de lípidos. Se seleccionaron 180 juveniles de cabrilla arenosa de 0.32 a 0.44 g de peso húmedo (0.38 ± 0.06 g de peso promedio) sembrándose de forma aleatoria 20 peces por tanque en 9 tanques cúbicos de fibra de vidrio con 140 l de capacidad cada uno,

conectado al sistema cerrado descrito por Álvarez-González et al. (2001b) en la UPIMA del CICIMAR-IPN.

5.3.2. Diseño experimental

Se evaluaron tres alimentos conteniendo 5, 10 y 15% de lípidos totales (valores genéricos). La asignación de los niveles de lípidos en los tanques se realizó de manera aleatoria y por triplicado para cada tratamiento alimenticio; el experimento duró 42 días a partir de la siembra. Los peces fueron alimentados a saciedad aparente cuatro veces al día los primeros 28 días (07:30, 11:00, 14:30 y 18:00) en dos raciones por vez, separadas por 30 minutos entre cada ración. La alimentación a saciedad aparente, se consideró, cuando al suministrar el alimento inerte en forma suficiente y dosificada los juveniles de los peces lo atrapaban mientras este se sedimenta, (misma función que realizaban como larvas, mientras cazan su alimento vivo) sin permitirle llegar al fondo del tanque. Al quedar satisfechos los peces, dejan de perseguir el alimento, dejándolo sedimentar en el fondo del tanque. Se repite la operación antes mencionada 30 minutos después y en el preciso momento que los peces dejan llegar al fondo del tanque el alimento por segunda ocasión se consideró haber alcanzado la saciedad aparente. La cantidad de alimento no consumido se anotó diariamente, pesándolo en una balanza (Ohaus modelo GT 2100, E.U.A.) con una precisión de 0.01 g. Durante el desarrollo del experimento se realizaron biometrías catorcenales, registrándose en el total de los peces el peso húmedo con una balanza (AND modelo FX 4000, E.U.A.) con una precisión de 0.01 g y la longitud patrón usando un ictiómetro con una precisión de 0.1 cm. A partir de los datos de consumo de alimento, análisis químicos proximales de los peces y datos de crecimiento se calcularon los siguientes índices de crecimiento y calidad del alimento:

1. Tasa de crecimiento específico (**TCE**) en peso:

$$\text{TCE} = [(\ln Pf - \ln Po) / \text{días}] \times 100.$$

Donde:

Pf = peso promedio en g de los peces en el día t

Po = peso inicial de los peces en g

Esta relación indica el porcentaje de incremento en peso del organismo al día t (Gracia-López y Castelló-Orvay, 1996).

2. Factor de condición (**FC**):

$$FC = (Pf / Lt^3) \times 100$$

Donde:

Pf = peso promedio en g de los peces en el día t

Lt = Longitud patrón en cm promedio de los peces en el día t

Este factor es considerado como un índice de robustez para peces de tipo fusiforme. Los valores iguales a 3 son considerados como un crecimiento homogéneo, valores mayores o menores son considerados como un crecimiento heterogéneo (Steffens, 1989; Weatherley y Gill, 1987).

3. Factor de Conversión Alimenticia (**FCA**):

$$FCA = Pa / Pg$$

Donde:

Pa = Peso del alimento ingerido (calculado en g base seca en este estudio)

Pg = Peso fresco ganado por el pez en g

Este factor se define como la ganancia en peso obtenida a partir de una unidad de peso del alimento. Entre más cercano el valor de 1, se requiere menor cantidad de alimento para producir una unidad de biomasa de los organismos (Hepher, 1993).

4. Tasa de Eficiencia Lipídica (**TEL**):

$$TEL = Pg / Psl$$

Donde:

Pg = Peso fresco ganado por el pez en g

Psl = Peso seco de los lípidos en el alimento suministrado en g

Se define como la razón entre la ganancia en peso del pez y la cantidad de lípidos consumida. Esta relación evalúa el contenido de lípidos en el alimento, mientras

más grande sea el **TEL**, más eficiente será la asimilación de lípidos en el alimento. Similar a la Tasa de eficiencia proteica calculada por Watanabe (1988).

5. **Consumo**: Consumo total de alimento en función del tiempo.

6. Ganancia en peso (**GP**):

$$GP = [(Pf - Po) / Po] \times 100$$

Donde:

Pf = peso promedio en g de los peces en el día t

Po = peso inicial de los peces en g

Este factor se define como el % de ganancia en peso obtenida por el organismo al tiempo t.

7. **Supervivencia**:

$$\text{Supervivencia} = (Npf / Npo) \times 100$$

Donde:

Npf = Número de peces al final del experimento

Npo = Número de peces al inicio del experimento

Este factor se define como el % de supervivencia de los peces.

5.3.3. Fabricación de alimentos (Tabla 4)

Los alimentos experimentales se fabricaron con la asesoría del personal del Laboratorio de Nutrición Acuícola del CIBNOR. Se realizaron análisis de proteína cruda, extracto etéreo, cenizas, humedad, energía bruta (AOAC, 1995), midiendo la energía con un calorímetro adiabático (PARR, modelo 1266, E.U.A.), lípidos (Bligh y Dyer, 1959) y ácidos grasos (AOAC, 1995 y NOM-F-490-1987). Para formular el alimento se utilizó el programa MIXIT 4 y para la elaboración de los pellets, se utilizó una homogeneizadora (Kitchen Aid, modelo K5SS, E.U.A.) un molino de café (Braun, modelo 4041, México), un procesador de alimentos (Moulinex, México) y un molino de carne (Tor-Rey modelo 22, México).

La fabricación de los pellets fue realizada de la siguiente manera: Los macroingredientes (harina de sardina, harina de calamar, harina de trigo, e hidrolizado de pescado) se tamizaron con una criba de 500 micras para homogeneizar el tamaño de partículas. Como paso siguiente, se mezclaron estas de forma manual y después fueron pulverizadas en el molino de café para finalmente ser mezcladas durante 5 minutos en la homogeneizadora. De forma paralela, se pesaron y mezclaron los microingredientes (premezcla de vitaminas, premezcla de minerales, alginato, vitamina C y cloruro de colina), se pulverizaron

Tabla 4. Formulaciones de los alimentos experimentales empleados durante la crianza de juveniles en la cabrilla arenera.

Ingredientes (g/ 100g de alimento)	Alimento (% de lípidos)		
	5	10	15
Harina de sardina (HS010-1)^a	52.98	53.98	56.98
Harina de trigo (HIT0101-1)^a	25.58	20.93	9.86
Hidrolizado de pescado (CPSP2000)^b	10.00	10.00	10.00
Harina de calamar (HC0101-1)^a	5.00	5.00	5.00
Aceite de sardina (AS0103-1)^a	0.00	3.65	11.72
Lecitina de soya (LSY9901)^c	2.50	2.50	2.50
Alginato de sodio(FM NaOK56)^d	2.00	2.00	2.00
Premezcla de minerales^e (CIBNOR)	1.00	1.00	1.00
Premezcla de vitaminas^f (CIBNOR)	0.70	0.70	0.70
Cloruro de colina 65% (SIGMA)	0.13	0.13	0.13
Vitamina C (35%, agente activo)^g	0.08	0.08	0.08
BHT (SIGMA)	0.03	0.03	0.03

^a PIASA, La Paz, Baja California Sur, México.

^b Francia.

^c ODANAJI. Distribuidora de Alimentos Naturales y Nutricionales S.A. de C.V. México.

^d Viscosidad 350 cps al 1%, pH 6.0, ALGIMAR CICIMAR-IPN, La Paz, Baja California Sur, México.

^e Premezcla de vitaminas (mg/Kg de dieta): Vit. A (retinol), 0.6 (ICN); Vit. D3 (colecalfiferol), 0.0042 (SIGMA); Vit. E (tocoferol), 35 (SIGMA); Vit. K (menadiona), 7 (SIGMA); Vit. B1 (tiamina), 0.7 (SIGMA); Vit. B2 (riboflavina), 2.8 (SIGMA); Vit. B6 (piridoxina), 2.1 (SIGMA); Ácido pentanoico, 14 (SIGMA); Niacina (ácido nicotínico), 7 (SIGMA); Biotina, 0.112 (ICN); Inositol, 210 (SIGMA); Vit. B12 (cianocobalamina), 0.014 (SIGMA); Ácido fólico, 0.7 (SIGMA); Vehículo harina de sorgo.

^f Premezcla de minerales (g/kg de dieta; SIGMA): CaCl₂*5H₂O, 2.57; Na₂HPO₄, 5.72; MgSO₄*7H₂O, 1.49; FeSO₄*7H₂O, 0.18; ZnSO₄*7H₂O, 0.028; MnCl₂*4H₂O, 0.0096; CuSO₄*5H₂O, 0.0025; KI, 0.0003 mg; SeS₂, 0.42 mg.

^g ROVIMIX, ROCHE.

en el molino de café para después adicionarse en la mezcla de macroingredientes, continuándose con la homogeneización otros 5 min. Durante este tiempo, se pesaron los ingredientes líquidos (aceite de sardina y lecitina de soya) y el butilhidroxitolueno (BHT) mezclándose manualmente durante 8 minutos por

inversión en un frasco cerrado, hasta formar una emulsión, para después incorporarla en la mezcla de macro y microingredientes por 5 minutos. Finalmente, se agregó el agua hasta que la mezcla tomó una textura ligeramente pastosa, continuándose con el mismo proceso durante 10 minutos. La mezcla fue pasada a través del molino de carne para formar los pellets utilizando un dado (Acerolt 22/4.5 mm INOX). Los pellets se cortaron manualmente y se tamizaron por diferentes cribas (300, 500 y 1000 micras), con el objetivo de obtener el tamaño adecuado de partícula conforme el incremento en talla de los peces. Los pellets fueron secados en una estufa de flujo de aire (Winsconsin Oven modelo Memmert, E.U.A.) durante 12 h a 35° C. Los alimentos fueron formulados fijando sus valores reales en 5.47, 9.47 y 14.57% de lípidos totales (5, 10 y 15% de lípidos son valores genéricos Tabla 4), los cuales fueron utilizados para el experimento.

5.3.4. Calidad del agua

El control de calidad del agua se llevó acabo cada 8 días, según lo descrito en la sección 5.2.3.

5.3.5. Obtención de muestras

Al inicio del experimento se tomó una muestra de 20 peces, a los cuales se realizaron análisis de proteína cruda, extracto etéreo, cenizas, humedad, lípidos y AG a fin de conocer estos componentes. Para el final del experimento, se realizó una última biometría sacrificando a la totalidad de los peces, a los cuales se les realizaron análisis de proteína cruda, extracto etéreo, cenizas, humedad y AG según las técnicas de la AOAC (1995), así como lípidos totales (Bligh y Dyer, 1959) según se describió con anterioridad.

5.3.6. Análisis estadístico

La prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov se aplicó para los datos de peso y longitud patrón. En ambos casos se cumplió, por lo que se realizó la prueba de Levene (homogeneidad de varianza) para determinar la diferencia entre las réplicas, y se les realizó un análisis de varianza de una vía, comparando los niveles de lípidos para cada biometría ($P < 0.05$). Cuando se detectaron diferencias significativas, se aplicó la prueba de diferencia mínima detectable (LSD) de comparación múltiple.

Las tasas de crecimiento específico (TCE) entre los niveles de lípidos se evaluaron mediante el modelo de crecimiento exponencial (Everhart, 1953) comparándose a través de un análisis de covarianza ($P < 0.05$), y cuando se detectaron diferencias significativas, se aplicó la prueba de Tukey (Sokal y Rohlf, 1981; Steel y Torrie 1997; Zar, 1996).

Se compararon los índices de crecimiento, calidad del alimento y supervivencia (TCE, FC, FCA, TEL, Consumo, GP y Supervivencia) entre cada nivel de lípidos ($P < 0.05$) por medio de la prueba de Kruskal-Wallis.

La composición química del pescado entero se comparó entre los niveles de lípidos ($P < 0.05$) utilizando un análisis de Kruskal-Wallis. Para todos los estadísticos se utilizó el programa STATISTICA v 6.0.

6. RESULTADOS

6.1. DETERMINACIÓN DE ÁCIDOS GRASOS DURANTE LA ONTOGENIA INICIAL DE LA CABRILLA ARENERA (Experimento 1)

6.1.1. Calidad del agua

Los valores de los parámetros de calidad del agua de las tolvas (Tabla 5) muestran que los parámetros no fueron atípicos ni afectaron el crecimiento de los embriones y larvas durante su cultivo.

Tabla 5. Calidad del agua del cultivo larvario en la cabrilla arenera.

Parámetro	Inanición	Alimentadas
Temperatura (° C)	23.0 ± 0.7	22.3 ± 0.6
Salinidad (‰)	37.0 ± 0.1	37.0 ± 0.1
O.D. (mg/l)	6.0 ± 0.1	6.1 ± 0.1
pH	8.0 ± 0.1	8.2 ± 0.0
Amonio (µg NH ₄ -N/l)	7.4 ± 0.2	8.8 ± 0.2
Nitritos (µg NO ₂ -N/l)	21.7 ± 1.7	25.2 ± 6.9

Cada valor representa la media ± desviación estándar de todos los tanques utilizados.

6.1.2. Crecimiento

El peso seco promedio de los embriones y larvas alimentadas se calculó a lo largo del tiempo como se muestra en la Figura 1, donde se observa una caída del peso desde la fase de embrión hasta la fase de eleuteroembrión (2 DDE), una vez iniciado el período larvario (3 DDE), se incrementa el peso en forma exponencial hasta el final de su crianza.

Al comparar el crecimiento contra los embriones y larvas sometidas a condiciones de inanición, se observa lo siguiente: A partir de la fase de preflexión (2 DDE), existe un ligero incremento hasta los 3 DDE, y a diferencia de las alimentadas, a los 4 DDE el crecimiento decae (Figura 2).

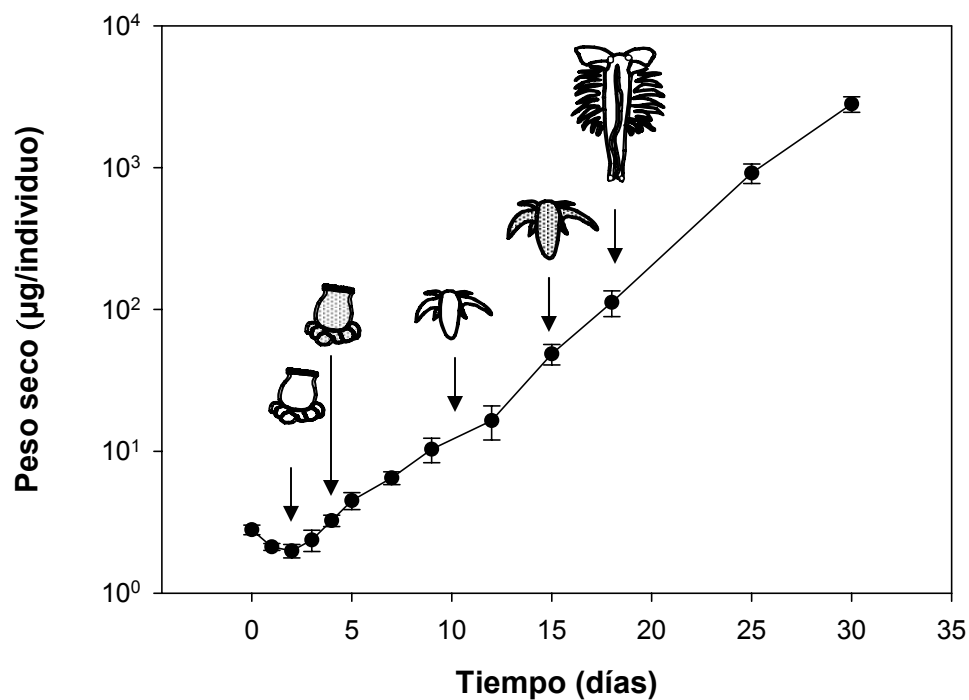


Figura 1. Peso seco (µg/individuo ± desviación estándar) de los embriones y larvas en la cabrilla arenera durante su desarrollo.

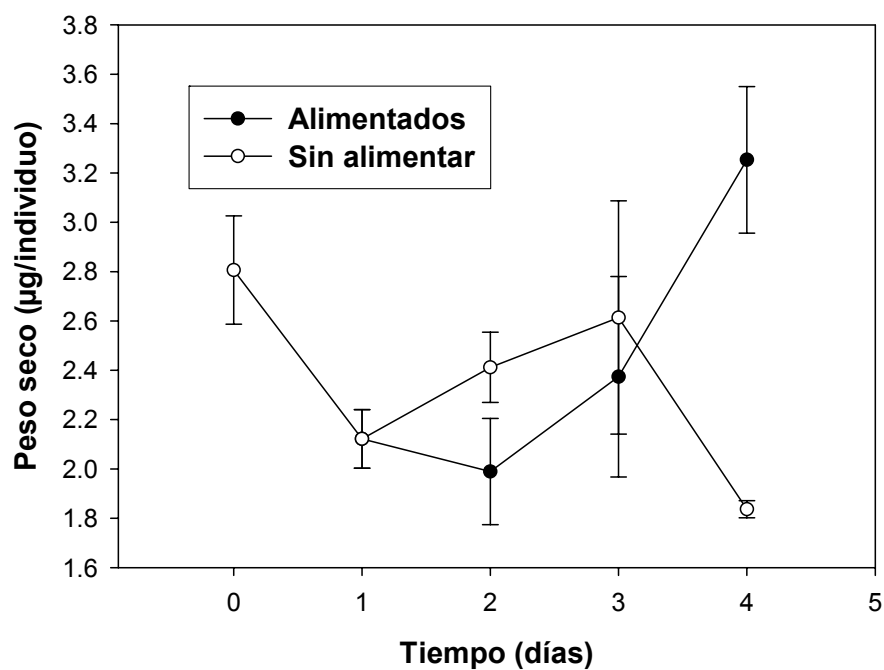


Figura 2. Peso seco (µg/individuo ± desviación estándar) de los embriones y larvas en la cabrilla arenera con y sin alimento durante su desarrollo.

6.1.3. Determinación de los niveles de lípidos y ácidos grasos en embriones y larvas de la cabrilla arenera

El contenido de lípidos y de AG totales de los embriones y larvas de cabrilla arenera durante su cultivo, se muestra en la Tabla 6. Al inicio del desarrollo, durante la fase de embrión de 0 a 1 DDE, se mantuvo una concentración cercana a 0.5 µg/individuo de lípidos; en la fase de eleuteroembrión (2 DDE) se notó una reducción de más del 50% de estos compuestos (0.22 µg/individuo). A partir de ese momento y hasta su muerte por inanición, la concentración de los lípidos se mantuvo más o menos constante. Los AG disminuyeron rápidamente a lo largo del desarrollo, presentando sus valores mínimos entre la fase de eleuteroembrión y la fase de larva preflexión (2 y 3 DDE) donde hubo 0.04 y 0.07 µg/individuo respectivamente. Posteriormente aumentó la concentración de AG totales antes de morir por inanición a 0.24 µg/individuo a los 4 DDE. La relación de AG/lípidos, ya que presentó sus valores mínimos entre los 2 y 3 DDE (0.17 y 0.21 µg/individuo) respectivamente.

En las larvas alimentadas, de la fase de eleuteroembrión a la fase de larva preflexión (2 a 3 DDE) no se presentaron cambios en las concentraciones tanto de lípidos como de AG. A partir de los 4 DDE y hasta la fase del juvenil se observó un aumento exponencial en su concentración. La relación de AG/lípidos, presentó sus valores mínimos entre 2 y 3 DDE (0.33 y 0.17 µg/individuo respectivamente).

Al comparar los eleuteroembriones (2 DDE) y las larvas (3 DDE) alimentadas con las sometidas a condiciones de inanición, no se detectaron diferencias significativas ($P > 0.05$) entre ellas.

Tabla 6. Contenido en lípidos, AG totales y proporción de AG/lípidos durante el desarrollo de embriones y larvas en la cabrilla arenera en inanición y alimentadas.

Día	Lípidos (µg/individuo)		AG (µg/individuo)		AG/Lípidos	
	Inanición	Alimentadas	Inanición	Alimentadas	Inanición	Alimentadas
0	0.54 ± 0.09		0.33 ± 0.10		0.60	
1	0.51 ± 0.09		0.21 ± 0.02		0.41	
2	0.22 ± 0.01	0.19 ± 0.06	0.04 ± 0.01	0.06 ± 0.00	0.17	0.33
3	0.32 ± 0.03	0.28 ± 0.05	0.07 ± 0.06	0.05 ± 0.03	0.21	0.17
4	0.35 ± 0.03	0.45 ± 0.03	0.24 ± 0.01	0.32 ± 0.02	0.69	0.70
7		0.81 ± 0.12		0.55 ± 0.08		0.68
10		1.55 ± 0.04		1.34 ± 0.25		0.87
15		6.75 ± 0.39		4.72 ± 0.28		0.70
20		77.52 ± 34.06		31.10 ± 11.67		0.40
25		132.73 ± 9.06		77.67 ± 4.57		0.59
30		325.91 ± 47.15		174.61 ± 23.47		0.54

Cada valor representa la media ± desviación estándar de dos réplicas.

Grupos y familias de ácidos grasos

Los ácidos grasos metilesterificados (AGME) detectados de cada grupo fueron:

- Saturados -14:0, 15:0, 16:0, 17:0, 18:0, 19:0, 20:0, 23:0 y 24:0.
- Monoenoicos -16:1n-5, 16:1n-7, 18:1n-7, 18:1n-9 y 20:1n-9.
- Ácidos grasos poliinsaturados (AGPI) -16:2, 16:3n-3, 18:2n-6, 18:3n-3, 18:4n-3, 20:4n-6 (AA), 20:5n-3 (EPA) y 22:6n-3 (DHA)

Las familias en que se organizaron los ácidos grasos insaturados fueron: Σ n-3 (16:3n-3, 18:3n-3, 18:4n-3, 20:5n-3 y 22:6n-3); Σ n-6 (18:2n-6, 20:4n-6), Σ n-9 (18:1n-9 y 20:1n-9); y Σ n-3 AGAP (20:5n-3 y 22:6n-3).

Embriones y larvas no alimentadas (Tabla 7)

Las concentraciones de AG en las larvas de cabrilla arenera sometidas a condiciones de inanición, mostraron una disminución de todos los ácidos grasos metilesterificados (AGME), desde la fase de embrión (347.25 ng/individuo) hasta la fase de eleuteroembrión de 2 DDE (61.36 ng/individuo), seguida de un aumento de todos los AGME en el período larvario a los 3 DDE (180.20 ng/individuo), concluyendo a los 4 DDE (148.86 ng/individuo) con un aumento en los AG 14:0, 15:0, 17:0, 16:1n-7 y 16:2, mientras que hubo una disminución en los AG 16:0, 18:0, 16:1n-5, 18:1n-7, 18:1n-9,

20:4n-6, 20:5n-3 y 22:6n-3. Por otro lado, la relación DHA/EPA en la fase de embrión presentó valor de 2.80; en la fase de eleuteroembrión (2 DDE) presentó un valor de 3.4 y en la fase de larva preflexión (3 y 4 DDE) aumentó a valores de 6.04 y 4.06 respectivamente. Finalmente, la relación entre las familias n-3/n-6 se mantuvo estable en la fase de embrión a eleuteroembrión (2 DDE) con valores de 4.32 y 4.45, y disminuyó en la fase de larva preflexión (3 y 4 DDE) a valores de 3.62 y 2.13 respectivamente.

En la fase de embrión se determinó una concentración de 347.25 ng/individuo de AGME, el más abundante fue el 16:0 (222.86 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 16:1n-7 (1.20 ng/individuo) y en trazas los 20:1n-7, 18:2n-6, 18:3n-3, 18:4n-3.

- AG saturados (278.69 ng/individuo) el más abundante fue el 16:0 (222.86 ng/organismo) y el menos abundante fue el 24:0 (1.87 ng/individuo).
- AG monoenoicos (21.35 ng/individuo), el más abundante fue el 18:1n-9 (14.69 ng/individuo) y los menos abundantes fueron los siguientes: 16:1n-7 (1.20 ng/individuo) y en trazas el 20:1n-7.
- Ácidos grasos poliinsaturados o AGPI (21.35 ng/individuo), el más abundante fue el 22:6n-3 (27.28 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 16:2 (1.67 ng/individuo) y en trazas los 18:2n-6, 18:3n-3, 18:4n-3.

En la fase de eleuteroembrión a los 2 DDE la concentración de los AGME fue de 61.36 ng/individuo, el más abundante fue el 16:0 (41.37 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 18:1n-7 (0.44 ng/individuo) y en trazas los 24:0, 16:1n-7, 20:1n-7, 16:2, 18:4n-3.

- AG saturados (50.93 ng/individuo) el más abundante fue el 16:0 (41.37 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 15:0 (0.65 ng/individuo) y en trazas el 24:0.
- AG monoenoicos (3.99 ng/individuo), el más abundante fue el 18:1n-9 (2.20 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 18:1n-7 (0.44 ng/individuo) y en trazas el 16:1n-7, 20:1n-7.

- AGPI (6.44 ng/individuo), el más abundante fue el 22:6n-3 (4.06 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 20:4n-6 (1.18 ng/individuo) y en trazas los 16:2 y 18:4n-3.

En el período larvario a los 3 DDE la concentración de los AGME fue de 180.20 ng/individuo, el más abundante fue el 16:0 (114.68 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 16:1n-7 (0.30 ng/individuo) y en trazas los 24:0 y 20:1n-7.

- AG saturados (142.45 ng/individuo), el más abundante fue el 16:0 (114.68 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 15:0 (2.03 ng/individuo) y en trazas el 24:0.
- AG monoenoicos (11.46 ng/individuo), el más abundante fue el 18:1n-9 (6.61 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 16:1n-7 (0.30 ng/individuo) y en trazas el 20:1n-7.
- AGPI (26.28 ng/individuo), el más abundante fue el 22:6n-3 (17.18 ng/individuo) y el menos abundante fue el 16:2, (0.72 ng/individuo).

Para los 4 DDE la concentración de los AGME fue de 148.86 ng/individuo, el más abundante fue el 16:0 (102.05 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 16:1n-5 (0.26 ng/individuo) y en trazas el 24:0.

- AG saturados (131.67 ng/individuo), el más abundante fue el 16:0 (102.05 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 15:0 (3.32 ng/individuo) y en trazas el 24:0.
- AG monoenoicos (6.83 ng/individuo), el más abundante fue el 18:1n-9 (4.89 ng/individuo) y el menos abundantes fue el 16:1n-5 (0.26 ng/individuo).
- AGPI (10.36 ng/individuo), el más abundante fue el 22:6n-3 (5.17 ng/individuo) y el menos abundante fue el 20:5n-3 (1.27 ng/individuo).

Tabla 7. Composición en ácidos grasos de embriones y larvas en la cabrilla arenera sin alimentar.

AG (ng/individuo)	Día				
	0	1	2	3	4
14:0	27.63 ± 0.38	15.20 ± 8.25	3.03 ± 0.35	4.18 ± 1.16	9.99 ± 2.30
15:0	3.92 ± 0.12	2.02 ± 0.97	0.65 ± 0.02	2.03 ± 0.01	3.32 ± 0.62
16:0	222.86 ± 6.71	99.65 ± 40.53	41.37 ± 3.11	114.68 ± 3.20	102.05 ± 14.55
17:0	4.03 ± 0.05	1.85 ± 1.03	0.92 ± 0.10	2.68 ± 0.31	3.42 ± 0.40
18:0	18.39 ± 0.54	8.68 ± 3.52	4.96 ± 0.26	18.87 ± 5.73	12.89 ± 0.67
19:0	nd	nd	nd	nd	nd
24:0	1.87 ± 0.11	0.66 ± 0.29	tr	tr	tr
ΣSaturados	278.69 ± 7.92	128.04 ± 54.58	50.93 ± 3.84	142.45 ± 10.42	131.67 ± 18.54
16:1n-5	2.65 ± 0.02	8.21 ± 0.08	1.35 ± 0.63	3.26 ± 1.53	0.26 ± 0.02
16:1n-7	1.20 ± 0.03	0.42 ± 0.24	tr	0.30 ± 0.01	0.49 ± 0.07
18:1n-7	2.77 ± 0.05	1.23 ± 0.59	0.44 ± 0.02	1.29 ± 0.06	1.19 ± 0.13
18:1n-9	14.69 ± 0.25	5.54 ± 2.38	2.20 ± 0.13	6.61 ± 1.27	4.89 ± 0.40
20:1n-7	tr	tr	tr	tr	nd
ΣMonoenoicos	21.35 ± 0.35	15.30 ± 3.29	3.99 ± 0.78	11.46 ± 2.87	6.83 ± 0.62
16:2n	1.67 ± 0.08	1.23 ± 0.01	tr	0.72 ± 0.01	0.88 ± 0.05
18:2n-6	tr	tr	nd	nd	nd
18:3n-3	tr	tr	nd	nd	nd
18:4n-3	tr	tr	tr	nd	nd
20:4n-6	8.57 ± 0.59	3.34 ± 1.43	1.18 ± 0.04	5.54 ± 0.27	3.03 ± 0.06
20:5n-3	9.76 ± 0.77	5.34 ± 1.39	1.19 ± 0.05	2.84 ± 0.18	1.27 ± 0.09
22:6n-3	27.28 ± 3.50	13.50 ± 4.11	4.06 ± 0.16	17.18 ± 0.63	5.17 ± 0.17
ΣAGPI	47.27 ± 4.94	23.41 ± 6.93	6.44 ± 0.25	26.28 ± 1.08	10.36 ± 0.36
Σn-3	37.04 ± 4.27	18.84 ± 5.50	5.25 ± 0.21	20.03 ± 0.81	6.44 ± 0.25
Σn-6	8.57 ± 0.59	3.34 ± 1.43	1.18 ± 0.04	5.54 ± 0.27	3.03 ± 0.06
Σn-9	14.69 ± 0.25	5.54 ± 2.38	2.20 ± 0.13	6.61 ± 1.27	4.89 ± 0.40
Σn-3 AGAP	37.04 ± 4.27	18.84 ± 5.50	5.25 ± 0.21	20.03 ± 0.81	6.44 ± 0.25
Σ(n-3/n-6)	4.32	5.64	4.45	3.62	2.13
DHA/EPA	2.80	2.53	3.40	6.04	4.06
ΣAGME	347.25 ± 13.18	166.85 ± 64.82	61.36 ± 4.87	180.20 ± 14.39	148.86 ± 19.52

Cada valor representa la media ± desviación estándar de dos réplicas. Abreviaturas –AGAP: ácidos grasos altamente poliinsaturados, AGME: ácidos grasos metilesterificados, AGPI: ácidos grasos poliinsaturados, DHA ácido docosahexaenoico, EPA: ácido eicosapentaenoico, nd: no detectado, tr: trazas.

Larvas alimentadas

Los resultados de esta parte del experimento se dividieron en tres partes: La primera, con los alimentos vivos suministrados (Tabla 7); La segunda, comprende el periodo larvario que va desde la fase de eleuteroembrión de 2 DDE hasta la fase de larva preflexión de 11 DDE (Tabla 8); La tercera, comprende desde la fase de larva flexión de 15 DDE hasta la fase de larva postflexión de 30 DDE (Tabla 9).

Alimento vivo (Tabla 8)

La concentración de AGME en el enriquecedor Selco[®] fue de 401.40 µg/mg BS, donde el más abundante fue el 16:0 (192.59 µg/mg BS) y el menos abundante fue el 16:1n-7 (0.29 µg/mg BS). La relación EPA/DHA fue de 15.02. Finalmente la relación entre las familia n-3/n-6 fue de 2.29.

- AG saturados (302.28 µg/mg BS), el más abundante fue el 16:0 (192.59 µg/mg BS) y el menos abundante fue el 23:0 (0.54 µg/mg BS).
- AG monoenoicos (30.40 µg/mg BS), el más abundante fue el 18:1n-9 (16.28 µg/mg BS) y el menos abundante fue el 16:1n-7 (0.29 µg/mg BS).
- AGPI (68.72 µg/mg BS), el más abundante fue el 22:6n-3 (29.30 µg/mg BS) y el menos abundante fue el 20:4n-6 (0.69 µg/mg BS).

La concentración de AGME en los rotíferos (RSE) fue de 27.27 µg/mg BS, donde el más abundante fue el 16:0 (13.27 µg/mg BS), y los menos abundantes fueron los siguientes: 19:0, 20:0, 20:1n-9 y 18:4n-3 (0.07 µg/mg BS). La relación EPA/DHA no fue determinada dada la ausencia del DHA. Finalmente la relación entre las familias n-3/n-6 fue de 1.09.

- AG saturados (16.72 µg/mg BS), el más abundante fue el 16:0 (13.27 µg/mg BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 19:0 y 20:0 (0.07 µg/mg BS).
- AG monoenoicos (1.00 µg/mg BS), el más abundante fue el 18:1n-9 (0.46 µg/mg BS) y el menos abundante fue el 20:1n-9 (0.07 µg/mg BS).
- AGPI (9.55 µg/mg BS), el más abundante fue el 18:3n-3 (4.73 µg/mg BS) y el menos abundante fue el 18:4n-3 (0.07 µg/mg BS).

La concentración de AGME en los rotíferos enriquecidos (RE) fue de 27.20 µg/mg BS, donde el más abundante fue el 16:0 (13.80 µg/mg BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 20:1n-9, 16:2, 16:3 (0.07 µg/mg BS), y en trazas el 19:0, el 23:0 y el 24:0. La relación EPA/DHA fue de 0.58. Finalmente la relación entre las familia n-3/n-6 fue de 1.28.

- AG saturados (19.36 µg/mg BS), el más abundante fue el 16:0 (13.80 µg/mg BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 20:0 (0.08 µg/mg BS) y en trazas los 19:0, 23:0, 24:0.
- AG monoenoicos (1.90 µg/mg BS), el más abundante fue el 18:1n-9 (0.79 µg/mg BS), el menos abundante fue el 20:1n-9 (0.07 µg/mg BS).
- AGPI (5.94 µg/mg BS), el más abundante fue el 18:2n-6 (2.37 µg/mg BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 16:2 y 16:3 (0.07 µg/mg BS).

La concentración de AGME en los nauplios de *Artemia* sin enriquecer (NSE) fue de 116.30 µg/mg BS, donde el más abundante fue el 16:0 (43.70 µg/mg BS) y el menos abundante fue el 20:0 (0.12 µg/mg BS). La relación EPA/DHA no fue determinada dada la ausencia del DHA. Finalmente la relación entre las familia n-3/n-6 fue de 5.01.

- AG saturados (55.34 µg/mg BS), el más abundante fue el 16:0 (43.70 µg/mg BS) y el menos abundante fue el 20:0 (0.12 µg/mg BS).
- AG monoenoicos (16.55 µg/mg BS), el más abundante fue el 18:1n-9 (10.43 µg/mg BS) y el menos abundante fue el 20:1n-9 (0.19 µg/mg BS).
- AGPI (44.41 µg/mg BS), el más abundante fue el 18:3n-3 (27.85 µg/mg BS) y el menos abundante fue el 16:2 (0.09 µg/mg BS).

La concentración de AGME en los nauplios de *Artemia* enriquecidos (NE) fue de 116.34 µg/mg BS, donde el más abundante fue el 16:0 (46.20 µg/mg BS), los menos abundante fueron los siguientes: el 20:0, (0.19 µg/mg BS), en trazas los 23:0, 24:0, 16:2. La relación EPA/DHA fue de 0.06. Finalmente la relación entre las familias n-3/n-6 fue de 4.55.

- AG saturados (62.08 µg/mg BS), el más abundante fue el 16:0 (46.20 µg/mg BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 20:0 (0.19 µg/mg BS) y en trazas los 23:0, 24:0, 16:2.

- AG monoenoicos (16.03 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), el más abundante fue el 18:1n-9 (9.96 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS) y el menos abundante fue el 20:1n-9 (0.25 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS).
- AGPI (38.24 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), el más abundante fue el 18:3n-3 (21.47 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 22:6n-3 (0.34 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS) y en trazas el 16:2.

La concentración de AGME en los juveniles de *Artemia* (AJ) fue de 52.56 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS, donde el más abundante fue el 16:0 (17.98 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 19:0 (0.27 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS) y en trazas los 20:0, 16:1n-7, 16:3, 18:4n-3. La relación EPA/DHA no fue determinada dada la ausencia del DHA. Finalmente la relación entre las familias n-3/n-6 fue de 0.88.

- AG saturados (32.23 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), el más abundante fue el 16:0 (17.98 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), los menos abundantes fueron el 19:0 (0.27 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS) y en trazas el 20:0.
- AG monoenoicos (10.06 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), el más abundante fue el 16:1n-5 (7.38 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), los menos abundantes fueron los siguientes: el 18:1n-9 (0.73 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS) y en trazas el 16:1n-7.
- AGPI (10.27 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), el más abundante fue el 20:5n-3 (4.18 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 18:3n-3 (0.36 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), en trazas el 16:3 y el 18:4n-3.

La concentración de AGME en la *Artemia* adulta (AA) fue de 51.21 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS, el más abundante fue el 16:0 (17.76 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 19:0 (0.25 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), en trazas el 20:0, el 16:1n-7, el 16:3 y el 18:4n-3. La relación EPA/DHA no fue determinada dada la ausencia del DHA. Finalmente la relación entre las familia n-3/n-6 fue de 0.86.

- AG saturados (32.02 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS) el más abundante fue el 16:0 (17.76 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 19:0 (0.25 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS) y en trazas el 20:0.
- AG monoenoicos (9.75 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), el más abundante fue el 16:1n-5 (7.22 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 18:1n-9 (0.70 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS) y en trazas el 16:1n-7.

- AGPI (9.44 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), el más abundante fue el 20:5n-3 (3.78 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS), los menos abundantes fueron los siguientes: 18:3n-3(0.33 $\mu\text{g}/\text{mg}$ BS) y en trazas el 16:3 y el 18:4n-3.

Tabla 8. Composición en ácidos grasos de los alimentos vivos suministrados a las larvas en la cabrilla arenera.

AG ($\mu\text{g}/\text{mg}$ BS)	Selco®	RSE	RE	Alimento vivo		AJ	AA
				NSE	NE		
14:0	86.42	1.67 $\pm$ 0.13	3.48 $\pm$ 0.51	3.77 $\pm$ 2.63	5.38 $\pm$ 0.77	9.06 $\pm$ 1.45	9.15 $\pm$ 1.82
15:0	6.27	0.53 $\pm$ 0.04	0.70 $\pm$ 0.11	1.59 $\pm$ 0.27	1.29 $\pm$ 0.06	0.77 $\pm$ 0.11	0.77 $\pm$ 0.14
16:0	192.59	13.27 $\pm$ 0.73	13.80 $\pm$ 2.92	43.70 $\pm$ 6.77	46.20 $\pm$ 3.85	17.98 $\pm$ 2.45	17.76 $\pm$ 3.41
17:0	5.07	0.38 $\pm$ 0.03	0.49 $\pm$ 0.16	2.01 $\pm$ 0.40	2.43 $\pm$ 0.15	1.10 $\pm$ 0.13	1.12 $\pm$ 0.21
18:0	10.81	0.71 $\pm$ 0.04	0.81 $\pm$ 0.24	3.17 $\pm$ 0.42	6.02 $\pm$ 0.01	3.05 $\pm$ 0.27	2.98 $\pm$ 0.65
19:0	nd	0.07 $\pm$ 0.01	tr	0.99 $\pm$ 0.10	0.57 $\pm$ 0.04	0.27 $\pm$ 0.02	0.25 $\pm$ 0.08
20:0	nd	0.07 $\pm$ 0.01	0.08 $\pm$ 0.01	0.12 $\pm$ 0.03	0.19 $\pm$ 0.03	tr	tr
23:0	0.54	nd	tr	nd	tr	nd	nd
24:0	0.58	nd	tr	nd	tr	nd	nd
ΣSaturados	302.28	16.72 $\pm$ 0.99	19.36 $\pm$ 3.94	55.34 $\pm$ 10.61	62.08 $\pm$ 4.93	32.23 $\pm$ 4.43	32.02 $\pm$ 6.31
16:1n-5	10.75	0.18 $\pm$ 0.02	0.71 $\pm$ 0.15	2.99 $\pm$ 0.42	2.19 $\pm$ 0.12	7.38 $\pm$ 0.96	7.22 $\pm$ 1.38
16:1n-7	0.29	0.17 $\pm$ 0.02	0.14 $\pm$ 0.03	0.68 $\pm$ 0.06	0.43 $\pm$ 0.01	tr	tr
18:1n-7	3.08	0.11 $\pm$ 0.00	0.19 $\pm$ 0.06	2.28 $\pm$ 0.28	3.21 $\pm$ 0.06	1.94 $\pm$ 0.16	1.84 $\pm$ 0.35
18:1n-9	16.28	0.46 $\pm$ 0.02	0.79 $\pm$ 0.23	10.43 $\pm$ 1.18	9.96 $\pm$ 0.27	0.73 $\pm$ 0.06	0.70 $\pm$ 0.14
20:1n-9	nd	0.07 $\pm$ 0.01	0.07 $\pm$ 0.04	0.19 $\pm$ 0.01	0.25 $\pm$ 0.01	nd	nd
ΣMonoenoicos	30.40	1.00 $\pm$ 0.07	1.90 $\pm$ 0.51	16.55 $\pm$ 1.93	16.03 $\pm$ 0.46	10.06 $\pm$ 1.18	9.75 $\pm$ 1.86
16:2	1.63	nd	0.07 $\pm$ 0.01	0.09 $\pm$ 0.00	tr	0.59 $\pm$ 0.07	0.57 $\pm$ 0.11
16:3	0.89	0.12 $\pm$ 0.02	0.07 $\pm$ 0.01	1.79 $\pm$ 0.16	1.17 $\pm$ 0.02	tr	tr
18:2n-6	19.25	4.05 $\pm$ 0.11	2.37 $\pm$ 0.59	6.28 $\pm$ 0.66	5.48 $\pm$ 0.11	1.42 $\pm$ 0.13	1.33 $\pm$ 0.27
18:3n-3	5.09	4.73 $\pm$ 0.19	2.02 $\pm$ 0.40	27.85 $\pm$ 2.99	21.47 $\pm$ 1.14	0.36 $\pm$ 0.05	0.33 $\pm$ 0.09
18:4n-3	9.92	0.07 $\pm$ 0.01	0.39 $\pm$ 0.05	5.07 $\pm$ 0.46	3.16 $\pm$ 0.15	tr	tr
20:4n-6	0.69	0.46 $\pm$ 0.06	0.18 $\pm$ 0.05	0.70 $\pm$ 0.08	1.20 $\pm$ 0.16	3.72 $\pm$ 0.60	3.43 $\pm$ 1.08
20:5n-3	1.95	0.12 $\pm$ 0.01	0.53 $\pm$ 0.12	2.08 $\pm$ 0.24	5.42 $\pm$ 0.71	4.18 $\pm$ 0.86	3.78 $\pm$ 1.34
22:6n-3	29.30	nd	0.31 $\pm$ 0.01	nd	0.34 $\pm$ 0.13	nd	nd
ΣAGPI	68.72	9.55 $\pm$ 0.39	5.94 $\pm$ 1.14	44.41 $\pm$ 4.59	38.24 $\pm$ 2.41	10.27 $\pm$ 1.71	9.44 $\pm$ 2.89
Σn-3	46.26	4.91 $\pm$ 0.20	3.25 $\pm$ 0.57	35.00 $\pm$ 3.69	30.38 $\pm$ 2.13	4.54 $\pm$ 0.91	4.11 $\pm$ 1.44
Σn-6	20.19	4.52 $\pm$ 0.17	2.54 $\pm$ 0.64	6.98 $\pm$ 0.74	6.68 $\pm$ 0.27	5.14 $\pm$ 0.73	4.76 $\pm$ 1.35
Σn-9	16.28	0.52 $\pm$ 0.03	0.86 $\pm$ 0.27	10.62 $\pm$ 1.18	10.20 $\pm$ 0.27	0.73 $\pm$ 0.06	0.70 $\pm$ 0.14
Σn-3 AGAP	31.15	0.12 $\pm$ 0.01	0.84 $\pm$ 0.12	2.08 $\pm$ 0.24	5.76 $\pm$ 0.83	4.18 $\pm$ 0.86	3.78 $\pm$ 1.34
Σ(n-3/n-6)	2.29	1.09	1.28	5.01	4.55	0.88	0.86
DHA/EPA	15.02		0.58		0.06		
ΣAGME	401.40	27.27 $\pm$ 1.46	27.20 $\pm$ 5.59	116.30 $\pm$ 17.14	116.34 $\pm$ 7.80	52.56 $\pm$ 7.32	51.21 $\pm$ 11.15

Cada valor representa la media $\pm$ desviación estándar de tres réplicas. Abreviaturas -AA: *Artemia* adulta, AGAP: ácidos grasos altamente poliinsaturados, AGME: ácidos grasos metilesterificados, AGPI: ácidos grasos poliinsaturados, Aj: *Artemia* juvenil, DHA ácido docosahexaenoico, EPA: ácido eicosapentaenoico, RE: rotífero enriquecido, RSE: rotíferos sin enriquecer, Selco®: enriquecedor lipídico comercial, nd: no detectado, NE: nauplio enriquecido, NSE: nauplio sin enriquecer y tr: trazas.

Larvas alimentadas de 2 a 10 DDE (Tabla 9)

La concentración de AGME en las larvas de cabrilla arenera alimentadas, mostraron en el eleuteroembrión de 2 DDE el valor de 75.9 ng/individuo, con un mínimo en la fase de larva preflexión de 3 DDE (61.5 ng/individuo), seguida de un aumento exponencial de todos los AGME hasta los 10 DDE (1271.2 ng/individuo). Por otro lado, la relación DHA/EPA en la fase de eleuteroembrión (2 DDE) presentó valores de 4.4; en la fase de larva preflexión (3, 4 DDE) presentó valores de 2.7, 2.1 respectivamente; y a los 10 DDE presentó valores de 1.3. Finalmente la relación entre las familias n-3/n-6 en la fase de eleuteroembrión (2 DDE) presentó valores de 2.3; en la fase de larva preflexión (3, 4 DDE) presentó valores de 1.4, 0.7 respectivamente; y a los 10 DDE presentó valores de 0.9.

En la fase de eleuteroembrión a los 2 DDE, la concentración de los AGME fue de 75.9 ng/individuo, el más abundante fue el 16:0 (48.1 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 16:1n-7 (0.1 ng/individuo) y en trazas los 24:0, 20:1n-7, 18:4n-3.

- AG saturados (61.0 ng/individuo), el más abundante fue el 16:0 (48.1 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 15:0 (1.1 ng/individuo) y en trazas el 24:0.
- AG monoenoicos (3.9 ng/individuo), el más abundante fue el 18:1n-9 (2.6 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 16:1n-7 (0.1 ng/individuo) y en trazas el 20:1n-7.
- AGPI (10.9 ng/individuo), el más abundante fue el 22:6n-3 (5.2 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 16:2 (0.5 ng/individuo) y en trazas el 18:4n-3.

En la fase preflexión a los 3 DDE, la concentración de los AGME fue de 61.5 ng/individuo, el más abundante fue el 16:0 (33.1 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 20:1n-7 (0.2 ng/individuo) y en trazas los 24:0, 16:2, 18:4n-3.

- AG saturados (43.3 ng/individuo), el más abundante fue el 16:0 (33.1 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 15:0 (1.0 ng/individuo) y en trazas el 24:0.

- AG monoenoicos (5.4 ng/individuo), el más abundante fue el 18:1n-9 (3.2 ng/individuo) y el menos abundante fue el 20:1n-7 (0.2 ng/individuo).
- AGPI (12.8 ng/individuo), el más abundante fue el 18:2n-6 (4.1 ng/individuo) y los menos abundantes fueron los siguientes: 20:4n-6 (1.2 ng/individuo) y en trazas los 16:2, 18:4n-3.

Para los 4 DDE la concentración de los AGME fue de 331.8 ng/individuo, el más abundante fue el 16:0 (183.6 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 20:1n-7 (0.6 ng/individuo) y en trazas los 24:0, 18:4n-3.

- AG saturados (239.1 ng/individuo), el más abundante fue el 16:0 (183.6 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 15:0 (6.2 ng/individuo) y en trazas el 24:0.
- AG monoenoicos (22.2 ng/individuo), el más abundante fue el 18:1n-9 (12.2 ng/individuo) y el menos abundante fue el 20:1n-7 (0.6 ng/individuo).
- AGPI (70.4 ng/individuo), el más abundante fue el 18:2n-6 (29.8 ng/individuo) y los menos abundantes fueron los siguientes: 16:2 (2.0 ng/individuo) y en trazas el 18:4n-3.

Para el final de la fase de larva preflexión a los 10 DDE la concentración de los AGME fue de 1,271.2 ng/individuo, el más abundante fue el 16:0 (678.0 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 20:1n-7 (2.5 ng/individuo) y en trazas los 24:0, 18:4n-3.

- AG saturados (874.8 ng/individuo), el más abundante fue el 16:0 (678.0 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 15:0 (20.4 ng/individuo) y en trazas el 24:0.
- AG monoenoicos (64.3 ng/individuo), el más abundante fue el 18:1n-9 (37.4 ng/individuo) y el menos abundantes fue el 20:1n-7 (2.5 ng/individuo).
- AGPI (332.1 ng/individuo), el más abundante fue el 18:2n-6 (132.4 ng/individuo) y los menos abundantes fueron los siguientes: 16:2 (4.3 ng/individuo) y en trazas el 18:4n-3.

Tabla 9. Composición en ácidos grasos de larvas alimentadas en la cabrilla arenosa (2 a 10 DDE). Alimentados con rotíferos sin enriquecer (2 a 4 DDE) y rotíferos enriquecidos (5 a 14 DDE).

AG (ng/individuo)	Día				
	2	3	4	7	10
14:0	3.1 ± 0.2	3.5 ± 1.4	12.0 ± 4.7	25.2 ± 5.3	60.9 ± 15.6
15:0	1.1 ± 0.0	1.0 ± 0.4	6.2 ± 0.2	7.4 ± 1.0	20.4 ± 3.8
16:0	48.1 ± 4.1	33.1 ± 11.6	183.6 ± 6.3	348.4 ± 78.5	678.0 ± 112.8
17:0	1.6 ± 0.1	1.1 ± 0.3	7.4 ± 0.1	8.0 ± 1.1	26.0 ± 3.6
18:0	7.2 ± 0.4	4.5 ± 1.2	29.9 ± 0.8	49.5 ± 8.5	89.5 ± 10.6
19:0	nd	nd	Nd	nd	nd
24:0	tr	tr	Tr	tr	tr
ΣSaturados	61.0 ± 4.8	43.3 ± 14.9	239.1 ± 12.1	438.4 ± 94.4	874.8 ± 146.3
16:1n-5	0.6 ± 0.1	1.1 ± 0.4	5.1 ± 0.1	5.2 ± 1.2	9.9 ± 2.3
16:1n-7	0.1 ± 0.0	0.3 ± 0.1	1.3 ± 0.0	1.7 ± 0.5	6.0 ± 1.5
18:1n-7	0.6 ± 0.0	0.5 ± 0.2	3.0 ± 0.1	3.7 ± 0.7	8.5 ± 1.6
18:1n-9	2.6 ± 0.2	3.2 ± 0.9	12.2 ± 0.2	20.9 ± 3.8	37.4 ± 7.4
20:1n-7	tr	0.2 ± 0.0	0.6 ± 0.0	tr	2.5 ± 0.4
ΣMonoenoicos	3.9 ± 0.3	5.4 ± 1.6	22.2 ± 0.5	31.5 ± 6.2	64.3 ± 13.3
16:2	0.5 ± 0.1	tr	2.0 ± 0.4	2.4 ± 0.1	4.3 ± 0.1
18:2n-6	0.8 ± 0.1	4.1 ± 1.1	29.8 ± 0.9	13.4 ± 3.5	132.4 ± 37.9
18:3n-3	1.0 ± 0.1	2.0 ± 0.7	16.1 ± 1.1	11.0 ± 3.7	99.2 ± 23.4
18:4n-3	tr	tr	Tr	tr	tr
20:4n-6	2.4 ± 0.1	1.2 ± 0.4	9.3 ± 1.8	10.1 ± 5.0	40.6 ± 5.0
20:5n-3	1.2 ± 0.1	1.5 ± 0.6	4.3 ± 0.8	8.4 ± 0.1	24.4 ± 1.2
22:6n-3	5.2 ± 0.1	4.0 ± 1.0	8.9 ± 3.4	20.4 ± 18.0	31.2 ± 3.9
ΣAGPI	10.9 ± 0.4	12.8 ± 3.8	70.4 ± 8.4	65.8 ± 30.3	332.1 ± 71.3
Σn-3	7.3 ± 0.2	7.5 ± 2.3	29.3 ± 5.3	39.8 ± 21.8	154.8 ± 28.4
Σn-6	3.2 ± 0.2	5.3 ± 1.5	39.2 ± 2.8	23.6 ± 8.5	173.1 ± 42.8
Σn-9	2.6 ± 0.2	3.2 ± 0.9	12.2 ± 0.2	20.9 ± 3.8	37.4 ± 7.4
Σn-3 AGAP	6.3 ± 0.1	5.5 ± 1.6	13.2 ± 4.2	28.9 ± 18.1	55.6 ± 5.0
Σ(n-3/n-6)	2.3	1.4	0.7	1.7	0.9
DHA/EPA	4.4	2.7	2.1	2.4	1.3
ΣAGME	75.9 ± 5.5	61.5 ± 20.3	331.8 ± 21.0	535.8 ± 130.9	1271.2 ± 231.0

Cada valor representa la media ± desviación estándar de dos réplicas. Abreviaturas -AGAP: ácidos grasos altamente poliinsaturados, AGME: ácidos grasos metilesterificados, AGPI: ácidos grasos poliinsaturados, DHA ácido docosahexaenoico, EPA: ácido eicosapentaenoico, nd: no detectado, tr: trazas.

Larvas alimentadas de 15 a 30 DDE (Tabla 10)

Se cuantificó por primera ocasión la presencia de los AG 19:0 y 18:4n-3. Las concentraciones de AG en las larvas de cabrilla arenera alimentadas mostraron el valor mínimo de los AGME en la fase de flexión de 15 DDE (5,279 ng/individuo), seguida de un aumento exponencial de todos los AGME hasta la fase de postflexión de 30 DDE (205,542 ng/individuo). Por otro lado, la relación DHA/EPA en la fase flexión (15 DDE) presentó valores de 0.3 y la larva postflexión (30 DDE) presentó valores de 0.1. Finalmente la relación entre las familias n-3/n-6 en la fase de flexión (15 DDE) presentó valores de 2.1; en la fase de postflexión (30 DDE) presentó valores de 1.9.

En la fase de flexión a los 15 DDE, la concentración de los AGME fue de 5,279 ng/individuo, el más abundante fue el 16:0 (2,367 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 20:1n-7 (10 ng/individuo) y en trazas el 24:0.

- AG saturados (3,095 ng/individuo), el más abundante fue el 16:0 (2,367 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 19:0 (23 ng/individuo y en trazas el 24:0.
- AG monoenoicos (572 ng/individuo), el más abundante fue el 18:1n-9 (361 ng/individuo), el menos abundante fue el 20:1n-7 (10 ng/individuo).
- AGPI (1,611 ng/individuo), el más abundante fue el 18:3n-3 (681 ng/individuo) y el menos abundante fue el 16:2 (52 ng/individuo).

Al finalizar el experimento en la larva postflexión de 30 DDE, la concentración de AGME fue de 205,542 ng/individuo, el más abundante fue el 16:0 (86,610 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 20:1n-7 (306 ng/individuo) y en trazas el 24:0.

- AG saturados (118,623 ng/individuo), el más abundante fue el 16:0 (86,610 ng/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 19:0 (732 ng/individuo) y en trazas el 24:0.
- AG monoenoicos (28,533 ng/individuo), el más abundante fue el 18:1n-9 (13,183 ng/individuo) y el menos abundante fue el 20:1n-7 (306 ng/individuo).

- AGPI (58,386 ng/individuo), el más abundante fue el 18:3n-3 (19,637 ng/individuo) y el menos abundante fue el 22:6n-3(1,040 ng/individuo).

Tabla 10. Composición en ácidos grasos de larvas alimentadas en la cabrilla arenera (15 a 30 DDE). Alimentadas con rotíferos enriquecidos (15 a 21 DDE), *Artemia* en los siguientes estadios: nauplios sin enriquecer (12 a 13 DDE), nauplios enriquecidos (15 a 30 DDE), juveniles (20 a 24 DDE) y adulta (24 a 30 DDE).

AG (ng/individuo)	Día			
	15	20	25	30
14:0	164 ± 27	1120 ± 167	2639 ± 380	10230 ± 2404
15:0	64 ± 12	388 ± 54	807 ± 57	2169 ± 425
16:0	2367 ± 301	15951 ± 1070	34034 ± 83	86610 ± 15656
17:0	124 ± 11	922 ± 45	1940 ± 35	4951 ± 530
18:0	354 ± 20	2879 ± 150	6257 ± 424	13929 ± 1451
19:0	23 ± 2	120 ± 8	213 ± 9	732 ± 121
24:0	tr	tr	tr	tr
ΣSaturados	3095 ± 373	21380 ± 1494	46073 ± 997	118623 ± 20586
16:1n-5	66 ± 8	420 ± 75	1438 ± 260	7908 ± 1474
16:1n-7	24 ± 3	142 ± 12	268 ± 7	693 ± 136
18:1n-7	111 ± 3	1041 ± 23	2229 ± 57	6442 ± 835
18:1n-9	361 ± 21	2882 ± 124	5513 ± 261	13183 ± 1527
20:1n-7	10 ± 1	92 ± 6	165 ± 18	306 ± 28
ΣMonoenoicos	572 ± 36	4576 ± 240	9613 ± 603	28533 ± 4000
16:2	52 ± 8	319 ± 44	539 ± 93	1597 ± 234
18:2n-6	358 ± 30	1828 ± 136	3372 ± 156	8840 ± 1314
18:3n-3	681 ± 38	4760 ± 201	7935 ± 360	19637 ± 2667
18:4n-3	83 ± 5	496 ± 27	725 ± 45	1859 ± 229
20:4n-6	153 ± 2	979 ± 45	2921 ± 197	11040 ± 821
20:5n-3	212 ± 5	2178 ± 165	5855 ± 798	14373 ± 1165
22:6n-3	73 ± 6	286 ± 21	609 ± 9	1040 ± 28
AGPI	1611 ± 94	10846 ± 639	21957 ± 1659	58386 ± 6458
Σn-3	1049 ± 54	7719 ± 414	15124 ± 1213	36909 ± 4089
Σn-6	511 ± 33	2807 ± 181	6294 ± 353	19880 ± 2135
Σn-9	361 ± 21	2882 ± 124	5513 ± 261	13183 ± 1527
Σn-3 AGAP	285 ± 10	2463 ± 186	6465 ± 807	15413 ± 1193
Σ(n-3/n-6)	2.1	2.8	2.4	1.9
DHA/EPA	0.3	0.1	0.1	0.1
ΣAGME	5279 ± 504	36802 ± 2373	77643 ± 3258	205542 ± 31044

Cada valor representa la media ± desviación estándar de dos réplicas. Abreviaturas –AGAP: ácidos grasos altamente poliinsaturados, AGME: ácidos grasos metilesterificados, AGPI: ácidos grasos poliinsaturados, DHA ácido docosahexaenoico, EPA: ácido eicosapentaenoico, nd: no detectado, tr: trazas.

6.2. NECESIDADES DE LÍPIDOS EN JUVENILES (Experimento 2)

6.2.1. Composición proximal y de ácidos grasos de los alimentos

La Tabla 11 muestra la composición química de los alimentos suministrados a los juveniles, donde se observa que los alimentos fueron isoproteicos, que el nivel de lípidos fue de 5.45, 9.47 y 14.57% y la energía bruta vario de 4,575 a 4,990 cal/g).

Tabla 11. Análisis químico proximal (g/100g de materia seca, excepto humedad) de los alimentos inertes suministrados a los juveniles en la cabrilla arenera.

Análisis	Nivel de lípidos (%)		
	5	10	15
Humedad	6.44 ± 0.06	5.63 ± 0.17	4.15 ± 0.09
Proteína cruda	51.35 ± 0.34	51.45 ± 0.37	51.26 ± 0.07
Extracto etéreo	5.45 ± 0.04	9.47 ± 0.31	14.57 ± 0.32
Cenizas	11.82 ± 0.04	11.64 ± 0.13	12.08 ± 0.08
Energía total (cal/g)	4575 ± 15	4804 ± 1	4990 ± 7
Proteína/Energía (mg/kcal)	112.24	107.10	102.73

Cada valor representa la media ± desviación estándar de tres réplicas.

Ácidos grasos en los alimentos suministrados a los juveniles (Tabla 12)

La concentración de los AGME en los alimentos suministrados a los juveniles mostró un incremento conforme el nivel lipídico se incrementó de 5% (43.56 µg/mg BS) a 10% (55.11 µg/mg BS) y 15% (56.32 µg/mg BS). En los AG saturados, la concentración de todos aumentaron conforme el nivel lipídico se incrementó, excepto para el 18:0 donde la mayor concentración la presentó el alimento de 10% de lípidos (2.63 µg/mg BS). De los AG monoenoicos, el 16:1n-5 y el 18:1n-7 presentaron una tendencia similar a los saturados; el resto de los AG monoenoicos presentaron prácticamente la misma concentración en los alimentos con 10 y 15% de lípidos. Los AG de la serie n-9 (18:1n-9, 20:1n-9 y 22:1n-9), el 20:1n-7 y los AGPI presentaron una concentración mayor en el alimento de 10% de lípidos a excepción del 16:3, que mostró una tendencia similar a los AG saturados.

Tabla 12. Composición en ácidos grasos ($\mu\text{g}/\text{mg}$ en base seca) de los alimentos suministrados a juveniles en la cabrilla arenera.

AG ($\mu\text{g}/\text{mg}$ BS)	Nivel de lípidos (%)		
	5	10	15
14:0	5.25 $\pm$ 1.01	8.75 $\pm$ 0.17	12.30 $\pm$ 0.14
15:0	0.74 $\pm$ 0.13	1.02 $\pm$ 0.11	1.24 $\pm$ 0.01
16:0	22.60 $\pm$ 2.75	27.68 $\pm$ 0.48	30.85 $\pm$ 1.27
17:0	0.69 $\pm$ 0.08	0.74 $\pm$ 0.05	0.92 $\pm$ 0.05
18:0	2.21 $\pm$ 0.28	2.63 $\pm$ 0.11	2.57 $\pm$ 0.04
20:0	0.05 $\pm$ 0.00	0.07 $\pm$ 0.00	0.09 $\pm$ 0.01
Σsaturados	31.54 $\pm$ 4.25	40.98 $\pm$ 0.92	47.97 $\pm$ 1.52
16:1n-5	0.69 $\pm$ 0.07	1.12 $\pm$ 0.08	1.52 $\pm$ 0.07
16:1n-7	0.04 $\pm$ 0.01	0.04 $\pm$ 0.00	0.04 $\pm$ 0.00
18:1n-7	0.33 $\pm$ 0.03	0.46 $\pm$ 0.02	0.54 $\pm$ 0.04
18:1n-9	1.58 $\pm$ 0.14	1.77 $\pm$ 0.07	1.67 $\pm$ 0.10
20:1n-7	0.26 $\pm$ 0.02	0.30 $\pm$ 0.02	0.28 $\pm$ 0.02
20:1n-9	0.03 $\pm$ 0.00	0.04 $\pm$ 0.00	0.03 $\pm$ 0.00
22:1n-9	0.32 $\pm$ 0.02	0.38 $\pm$ 0.06	0.34 $\pm$ 0.03
Σmonoenoicos	3.25 $\pm$ 0.31	4.10 $\pm$ 0.26	4.43 $\pm$ 0.26
16:2n-4	0.06 $\pm$ 0.01	0.13 $\pm$ 0.01	0.13 $\pm$ 0.00
16:3	0.07 $\pm$ 0.02	0.09 $\pm$ 0.01	0.16 $\pm$ 0.03
18:2n-6	6.53 $\pm$ 0.72	5.90 $\pm$ 0.35	2.48 $\pm$ 0.11
18:3n-3	0.91 $\pm$ 0.12	0.89 $\pm$ 0.03	0.33 $\pm$ 0.01
18:4n-3	0.21 $\pm$ 0.03	0.46 $\pm$ 0.03	0.19 $\pm$ 0.00
20:4n-6	0.10 $\pm$ 0.01	0.18 $\pm$ 0.02	tr
20:5n-3	0.53 $\pm$ 0.04	1.62 $\pm$ 0.05	0.47 $\pm$ 0.03
22:6n-3	0.36 $\pm$ 0.02	0.76 $\pm$ 0.04	0.16 $\pm$ 0.01
ΣAGPI	8.77 $\pm$ 0.97	10.03 $\pm$ 0.54	3.92 $\pm$ 0.19
Σn-3	2.01 $\pm$ 0.22	3.73 $\pm$ 0.14	1.15 $\pm$ 0.05
Σn-6	6.63 $\pm$ 0.73	6.08 $\pm$ 0.36	2.48 $\pm$ 0.11
Σn-9	1.94 $\pm$ 0.16	2.19 $\pm$ 0.13	2.04 $\pm$ 0.13
Σn-3 AGAP	0.89 $\pm$ 0.06	2.38 $\pm$ 0.09	0.63 $\pm$ 0.04
ΣAGME	43.56 $\pm$ 5.53	55.11 $\pm$ 1.72	56.32 $\pm$ 1.97

Cada valor representa la media $\pm$ desviación estándar de tres réplicas. Abreviaturas -AGAP: ácidos grasos altamente poliinsaturados, AGME: ácidos grasos metilesterificados, AGPI: ácidos grasos poliinsaturados, tr: trazas.

6.2.1. Calidad del agua

Durante la crianza de juveniles, se registraron valores de temperatura ($26.20 \pm 1.31^\circ \text{C}$), salinidad ($36.95 \pm 0.67\text{‰}$), *OD* ($4.97 \pm 0.38 \text{ mg/l}$), pH (0.14 ± 0.18), amonio total ($0.14 \pm 0.18 \text{ mg NH}_4\text{-N/l}$) y nitritos totales ($0.02 \pm 0.01 \text{ mg NO}_2\text{-N/l}$), que no fueron atípicos ni afectaron el crecimiento o la supervivencia de los juveniles.

6.2.3. Resultados zootécnicos: índices de crecimiento y supervivencia de juveniles

El peso húmedo y la longitud patrón de los peces para cada nivel de lípidos mostraron diferencias significativas ($P < 0.05$) para los días 28 y 42 (Tabla 13).

Tabla 13. Peso y longitud patrón (LP) de juveniles en la cabrilla arenera de 45 DDE alimentados con niveles de lípidos por 42 días.

(día)	Peso (g)			LP (cm)		
	Nivel de Lípidos (%)			Nivel de Lípidos (%)		
	5	10	15	5	10	15
0	0.38 ± 0.06	0.37 ± 0.06	0.37 ± 0.06	2.62 ± 0.17	2.58 ± 0.16	2.58 ± 0.15
14	1.17 ± 0.35	1.08 ± 0.34	1.10 ± 0.24	3.53 ± 0.41	3.56 ± 0.45	3.55 ± 0.27
28	2.02 ± 0.70^b	2.05 ± 0.73^b	2.62 ± 0.60^a	4.68 ± 0.58^b	4.71 ± 0.69^b	5.00 ± 0.42^a
42	2.17 ± 0.80^b	2.31 ± 0.91^b	3.42 ± 1.13^a	4.66 ± 0.55^b	4.74 ± 0.60^b	5.26 ± 0.49^a

Para cada variable las medias en el mismo renglón con diferente superíndice representan diferencias significativas ($P < 0.05$). Cada valor representa la media $\pm$ desviación estándar de tres réplicas.

Para el día 28 los juveniles que recibieron alimento con 15% de lípidos, manifestaron un mayor aumento tanto en peso como en longitud, con respecto a los juveniles alimentados con 5 y 10% que fueron similares entre sí. Para el día 42, los juveniles alimentados con el 15% de lípidos en el alimento, acentuaron lo observado al día 28. Los alimentos con 5 y 10% siguieron siendo similares entre sí.

Como lo muestra la Tabla 14, la tasa de crecimiento específico (TCE) fue el único índice probado, donde se encontraron diferencias significativas ($P < 0.05$); los peces alimentados con 5 y 10% de lípidos presentaron las menores TCE 4.18 y 4.65

%/día respectivamente; con respecto a los peces de 15% de lípidos que tuvieron una TCE de 5.37 %/día. Como en el resto de los índices no se detectaron diferencias ($P>0.05$), solo se analizaron sus tendencias. Los peces que presentaron el mayor factor de condición (FC), fueron los alimentados con 10% de lípidos (2.47) comparados con los peces alimentados con 5 y 15% de lípidos (2.17 y 2.43). En cuanto al factor de conversión alimenticia (FCA) el valor más bajo lo presentó el alimentó de 15% de lípidos (1.49) comparado con los peces alimentados con 5 y 10% de lípidos (2.57 y 2.15 respectivamente). Para la tasa de eficiencia lipídica (TEL), los peces alimentados con 15% de lípidos son los que presentaron el menor valor 3.15, comparado con los peces de 5 y 10% de lípidos (5.37 y 3.44 respectivamente). El menor consumo de alimento lo presentaron los peces con 10% de lípidos 89.59 g, comparados con los peces de 5 y 15% de lípidos (93.83 y 94.53 g). Los peces que tuvieron mayor ganancia en peso (GP) fueron los de 15% de lípidos (317.67%), comparados con los de 5 y 10% de lípidos (183 y 228%). La mejor supervivencia la presentaron los peces de 5% de lípidos (91.67%), en relación con los peces de 10 y 15% de lípidos (76.67 y 85%).

Tabla 14. Índices de crecimiento, supervivencia y calidad del alimento de juveniles en la cabrilla arenosa alimentados con diferentes niveles de lípidos durante 42 días.

	Nivel de lípidos (%)		
	5	10	15
TCE (%/día)	4.18 ± 0.31 ^b	4.65 ± 0.70 ^b	5.37 ± 0.26 ^a
FC	2.17 ± 0.12	2.47 ± 0.47	2.43 ± 0.12
FCA	2.57 ± 0.13	2.15 ± 0.62	1.49 ± 0.13
TEL	5.37 ± 1.34	3.44 ± 1.04	3.15 ± 0.49
Consumo (g)	93.83 ± 9.80	89.59 ± 3.56	94.53 ± 3.85
GP (%)	183.00 ± 25.98	228.00 ± 80.55	317.67 ± 40.50
Supervivencia (%)	91.67 ± 2.89	76.67 ± 16.07	85.00 ± 13.23

Para cada variable las medias en el mismo renglón con diferente superíndice representan diferencias significativas ($P < 0.05$). Cada valor representa la media ± desviación estándar de tres réplicas. Abreviaturas –FC: factor de condición, FCA: factor de conversión alimenticia, GP: ganancia en peso, TCE: tasa de crecimiento específico y TEL: tasa de eficiencia lipídica.

La Tabla 15 muestra la composición química de los peces enteros al inicio y al final del experimento, donde no se detectaron diferencias significativas ($P > 0.05$), entre los juveniles.

Tabla 15. Análisis químico proximal (g/100g de materia seca) de juveniles en la cabrilla arenosa alimentados a diferentes niveles de lípidos por 42 días.

Análisis	Inicio	Nivel de lípidos (%)		
		5	10	15
Proteína cruda	64.92 ± 0.22	59.01 ± 0.13	58.55 ± 0.12	53.61 ± 0.14
Extracto etéreo	18.16 ± 0.18	17.89 ± 0.13	16.53 ± 0.13	16.14 ± 0.21
Cenizas	10.04 ± 0.33	10.04 ± 0.33	8.32 ± 0.04	9.76 ± 0.02

Cada valor representa la media ± desviación estándar de tres réplicas.

6.2.4. Ácidos grasos en los juveniles (Tabla 16)

Las concentraciones de los AG en los juveniles alimentados a diferentes niveles de lípidos, mostraron un incremento en la concentración de todos los AGME conforme se incrementa el nivel de lípidos en su alimento.

Los peces al inicio del experimento presentaron una concentración de AGME de 845 µg/individuo, el más abundante fue el 16:0 (526 µg/individuo) y los menos abundante fueron 20:0, 16:1n-7, 20:1n-7 y 16:3 (1 µg/individuo).

- AG saturados (693 µg/individuo), el mas abundante fue el 16:0 (526 µg/individuo) y el menos abundante fue el 20:0 (1 µg/individuo).
- AG monoenoicos (58 µg/individuo), el mas abundante fue el 18:1n-9 (35 µg/individuo) y el menos abundante fue el 16:1n-7 y 20:1n-7 (1 µg/individuo).
- AGPI (93 µg/individuo), el mas abundante fue el 18:2n-6 (82 µg/individuo) y el menos abundante fue el 16:3 (1 µg/individuo).

Los peces alimentados con 5% de lípidos al final del experimento presentaron una concentración de AGME de 10,612 µg/individuo, el más abundante fue el 16:0 (6644 µg/individuo), los menos abundantes fueron los siguientes: 20:1n-9 (6 µg/individuo) y en trazas el 20:5n-3.

- AG saturados (8,975 µg/individuo), el mas abundante fue el 16:0 (6,644 µg/individuo) y el menos abundante fue el 20:0 (17 µg/individuo).
- AG monoenoicos (793 µg/individuo), el mas abundante fue el 18:1n-9 (490 µg/individuo) y el menos abundante fue el 20:1n-9 (6 µg/individuo).
- AGPI (844 µg/individuo), el mas abundante fue el 18:2n-6 (772 µg/individuo), los menos abundante fueron los siguientes: 16:3 (22 µg/individuo) y en trazas el 20:5n-3.

Los peces alimentados con 10% de lípidos al final del experimento presentaron una concentración de AGME de 24,985 µg/individuo, el más abundante fue el 16:0 (15,430 µg/individuo) y los menos abundante fueron los siguientes: 20:1n-9 (21 µg/individuo) y en trazas el 20:5n-3.

- AG saturados (21,843 µg/individuo), el mas abundante fue el 16:0 (15,430 µg/individuo) y el menos abundante fue el 20:0 (48 µg/individuo).
- AG monoenoicos (2,056 µg/individuo), el mas abundante fue el 18:1n:9 (1054 µg/individuo) y el menos abundante fue el 20:1n-9 (21 µg/individuo).
- AGPI (1,086 µg/individuo), el mas abundante fue el 18:2n-6 (939 µg/individuo), los menos abundante fueron los siguientes: 16:3 (70 µg/individuo) y en trazas el 20:5n-3.

Los peces alimentados con 15% de lípidos al final del experimento presentaron una concentración de AGME de 58,649 µg/individuo, el más abundante fue el 16:0 (36,077 µg/individuo), los menos abundante fueron los siguientes: 20:1n-9 (41 µg/individuo) y en trazas el 20:5n-3.

- AG saturados (53,060 µg/individuo), el mas abundante fue el 16:0 (36,077 µg/individuo) y el menos abundante fue el 20:0 (119 µg/individuo).
- AG monoenoicos (4,314 µg/individuo), el mas abundante fue el 18:1n:9 (1,907 µg/individuo), y el menos abundante fue el 20:1n-9 (41 µg/individuo).
- AGPI (1,275 µg/individuo), el mas abundante fue el 18:2n-6 (1,136 µg/individuo), los menos abundante fueron los siguientes: 18:3n-3 (93 µg/individuo) y en trazas el 20:5n-3.

Tabla 16. Composición en ácidos grasos de juveniles en cabrilla arenera alimentados con niveles de lípidos durante 42 días.

AG ($\mu\text{g}/\text{individuo}$)	Inicio	Nivel de lípidos (%)		
		5	10	15
14:0	100 $\pm$ 12	1807 $\pm$ 19	4672 $\pm$ 42	13100 $\pm$ 2654
16:0	526 $\pm$ 30	6644 $\pm$ 210	15430 $\pm$ 421	36077 $\pm$ 7288
17:0	14 $\pm$ 1	112 $\pm$ 4	380 $\pm$ 28	974 $\pm$ 193
18:0	52 $\pm$ 2	396 $\pm$ 10	1313 $\pm$ 118	2789 $\pm$ 498
20:0	1 $\pm$ 0	17 $\pm$ 0	48 $\pm$ 1	119 $\pm$ 24
ΣSaturados	693 $\pm$ 44	8975 $\pm$ 244	21843 $\pm$ 610	53060 $\pm$ 10658
16:1n-5	13 $\pm$ 1	168 $\pm$ 5	522 $\pm$ 20	1359 $\pm$ 278
16:1n-7	1 $\pm$ 0	12 $\pm$ 1	23 $\pm$ 2	43 $\pm$ 6
18:1n-7	7 $\pm$ 0	67 $\pm$ 2	215 $\pm$ 1	508 $\pm$ 116
18:1n-9	36 $\pm$ 3	490 $\pm$ 3	1054 $\pm$ 31	1907 $\pm$ 401
20:1n-7	1 $\pm$ 0	31 $\pm$ 1	108 $\pm$ 5	218 $\pm$ 56
20:1n-9	nd	6 $\pm$ 0	21 $\pm$ 0	41 $\pm$ 7
22:1n-9	nd	26 $\pm$ 0	114 $\pm$ 9	238 $\pm$ 53
ΣMonoenoicos	58 $\pm$ 4	793 $\pm$ 11	2056 $\pm$ 67.18	4314 $\pm$ 918
16:3	1 $\pm$ 0	22 $\pm$ 0	70 $\pm$ 9	140 $\pm$ 37
18:2n-6	82 $\pm$ 3	772 $\pm$ 104	939 $\pm$ 19	1136 $\pm$ 266
18:3n-3	7 $\pm$ 1	51 $\pm$ 12	77 $\pm$ 2	93 $\pm$ 8
20:5n-3	3 $\pm$ 1	tr	tr	tr
ΣAGPI	93 $\pm$ 5	844 $\pm$ 116	1086 $\pm$ 30	1275 $\pm$ 303
Σn-3	10 $\pm$ 2	51 $\pm$ 12	77 $\pm$ 2	93 $\pm$ 8
Σn-6	82 $\pm$ 3	772 $\pm$ 104	939 $\pm$ 19	1136 $\pm$ 266
Σn-9	36 $\pm$ 3	516 $\pm$ 3	1189 $\pm$ 40	2186 $\pm$ 462
Σn-3 AGAP	3 $\pm$ 1	tr	tr	tr
ΣAGME	845 $\pm$ 54	10612 $\pm$ 371	24985 $\pm$ 708	58649 $\pm$ 11879

Cada valor representa la media $\pm$ desviación estándar de tres réplicas. Abreviaturas -AGAP: ácidos grasos altamente poliinsaturados, AGME: ácidos grasos metilesterificados, AGPI: ácidos grasos poliinsaturados, nd: no detectado y tr: trazas.

7. DISCUSIÓN

Durante ambos experimentos los parámetros de calidad del agua se mantuvieron dentro de los intervalos recomendados para el cultivo de peces marinos (Tucker, 1998), indicando que se desarrollaron bajo condiciones favorables, y podemos considerar que las diferentes respuestas obtenidas en cuanto a supervivencia, crecimiento, utilización del alimento, composición de los organismos, etc., se pueden atribuir exclusivamente a los tratamientos experimentales.

7.1. Determinación de ácidos grasos durante la ontogenia inicial de la cabrilla arenera (Experimento 1)

Embriones y larvas sin alimentar

Los embriones y larvas de la cabrilla arenera sometidas a condiciones de inanición mostraron una pérdida de peso de los 0 a 1 DDE, debido a la pérdida del corion; el ligero incremento que mostraron los eluteroembriones y larvas preflexión en los 2 y 3 DDE, pudo deberse a la mineralización del tejido óseo, como ha sido postulado por Carrasco-Chávez et al. (2002), ya que se ha reportado un incremento en las cenizas durante el desarrollo larvario. A los 4 DDE, la larva en su fase de preflexión sufre una marcada pérdida de peso antes de morir, seguramente provocada por la falta de alimento exógeno y haber agotado sus reservas vitelinas. Al mismo tiempo que sucedió lo anterior disminuyeron los lípidos y AG totales hasta antes de la absorción del saco vitelino (2 DDE). Esto se ha demostrado en muchas especies como *Dentex dentex* (Mourente et al., 1999), *Pleuronectes platessa* (Rianuzzo et al., 1992), *Clupea harengus* (Tocher et al., 1985), *Gadus morhua* (Fraser et al., 1988; Van der Meeren et al., 1991), *Hippoglossus hippoglossus* (Rønnestad et al., 1995; Whyte et al., 1993), *Scophthalmus maximus* (= *Psetta maxima*, Rianuzzo et al., 1992), *Sciaenops ocellatus* (Vetter et al., 1983), *Coryphaena hippurus* (Ostrowski y Divakaran, 1991), *Pagrus major* (Tandler et al., 1989), *Sparus aurata* (Mourente y Odrizola,

1990; Rønnestad et al., 1995); y *Solea senegalensis* (Mourente y Vázquez, 1996). La larva de la cabrilla arenera debe comenzar a alimentarse a los 2 DDE, momento en que abre su boca (Alvarez-González et al., 2001b; Peña et al., 2003), presentando una pérdida diaria de peso seco de 0.29 µg/individuo en promedio dentro de los 4 DDE, equivalente a 1.45 µg/individuo peso húmedo, lo cual es menor al reportado en *Dentex dentex* (3.2 µg/individuo peso húmedo) (Mourente et al., 1999), *Solea senegalensis* (2.1 µg/individuo peso húmedo).

Estudios sobre el consumo de AG para el desarrollo de embriones y larvas marinas sometidas a condiciones de inanición, muestran el consumo preferencial de algunos AG presentes en las reservas vitelinas (Koven et al., 1989; Mourente y Vázquez, 1996; Wiegand et al., 1991; Wiegand, 1996; Rainuzzo, 1997; Mourente et al., 1999). Basados en la variación de los valores AG durante el desarrollo embrionario de la cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus*, se observó que estos compuestos fueron utilizados por los embriones, dado que durante los días 1 y 2 DDE, hubo una disminución generalizada de todos los AG, marcándose la preferencia por el consumo de AG saturados como el 16:0, que se redujo de 222.86 a 41.37 ng/individuo; en los monoenoicos, el 18:1n-9 se redujo de 14.69 a 2.20 ng/individuo; y en los AGPI el 22:6n-3 se redujo de 27.28 a 4.06 ng/individuo. Lo anterior es similar a lo observado por Rainuzzo, et al. (1992) para *Hippoglossus hippoglossus*, *Pleuronectes platessa*, *Gadus morhua* y *Scophthalmus maximus* (=Psetta maxima); Abi-Ayad et al. (2000) para *Perca fluviatilis*; y Mourente et al. (1999) para *Dentex dentex*.

En el consumo de AG saturados se mostró la preferencia por cadenas cortas: 16:0 se redujo de 222.86 a 41.37 ng/individuo, 14:0 se redujo de 27.63 a 3.03 ng/individuo, 18:0 se redujo de 18.39 a 4.96 ng/individuo, 17:0 se redujo de 4.03 a 1.85 ng/individuo, 15:0 se redujo de 3.92 a 0.65 ng/individuo y 24:0 se redujo de 1.87 ng/individuo a trazas. Cabe resaltar que dentro de los 2 primeros DDE la tasa de consumo de los AG saturados fue inversamente proporcional al tamaño de la cadena (14:0, 15:0, 16:0, 17:0 y 18:0 se consumieron en 89, 83, 81, 77 y 73% respectivamente), excepto para el 24:0 del que solo se detectaron trazas para los 2 DDE. Lo anterior se puede explicar con lo observado por Alvarez-

González (2003) dado que las esterasas no específicas tienen más afinidad por los AG de cadena corta, presentando actividad desde la fase embrionaria, y su pico máximo de actividad coincide con los 2 DDE. Esto es similar a lo detectado para los embriones de *Gadus morhua* y *Sciaenops ocellatus*, los cuales catabolizan AG durante el período embrionario (Fraser et al., 1988; Vetter et al., 1983 respectivamente). Por lo contrario, en larvas de *Scophthalmus maximus* (=Psetta maxima) y *Perca fluviatilis* se detectó que no utilizan los AG como fuente de energía (Abi-Ayad et al., 2000; Planas et al., 1989). Los AG más utilizados fueron: de los saturados el 16:0, de los monoenoicos el 18:1n-9 y de los AGPI el DHA, similar a lo obtenido en *Perca fluviatilis* (Abi Ayad et al., 2000); *Hippoglossus hippoglossus*, *Pleuronectes platessa*, *Gadus morhua* y *Scophthalmus maximus* (=Psetta maxima, Rianuzzo et al., 1992). La cabrilla arenera encaja en el modelo descrito por Diaz et al. (2002), dado que: la primer fase cubre hasta el momento de la apertura de la boca, suceso que ocurre en la cabrilla arenera hasta los 2 DDE (Peña et al., 2003), y como lo describen esos autores, se presenta un uso intenso de las reservas vitelinas dentro de este período, hecho que confirma Alvarez-González (2003) al detectar alta actividad de esterasas no específicas (afines a AG de cadena corta) en el eleuteroembrión a los 2 DDE y que disminuye a los 3 DDE, lo que coincide con el consumo de AG hasta los 3 DDE, porque dicho día aumentó la concentración de todos los AG, excepto el 24:0, manteniendo dicha concentración hasta morir de hambre, mismo comportamiento que encontró Abi-Ayad et al. (2000) en *Perca fluviatilis*. Cabe recordar que la inanición es el estado de consumo total de las reservas energéticas, en el que los organismos, en su necesidad de fuentes de energía y dada la carencia de alimento, disponen de sus propias reservas energéticas por medio de la autólisis de sus biomoléculas estructurales. Los carbohidratos son los primeros en agotarse, seguidos de las proteínas, y finalmente los lípidos (Sargent et al., 2003). En el caso de larvas de la cabrilla arenera se debe presentar igualmente esta situación, y los dos últimos días de inanición representan el consumo total de sus reservas energéticas, entrando a un proceso de autólisis para cubrir sus funciones vitales, manifestándolo con una pérdida de peso muy marcada para los 4 DDE.

De los AGPI, el 22:6n-3 fue el que más se consumió, seguido del 20:5n-3 y del 20:4n-6; la misma tendencia fue observada para *Perca fluviatilis* (Abi-Ayad et al., 2000). La relación DHA/EPA determinada en las larvas sometidas a condiciones de inanición dentro de los dos primeros días fue de 3 en promedio, valor menor al determinado por Abi-Ayad et al. (2000) y Fulk y Holt (2003) para *Perca fluviatilis* (5.6) y *Rachycentron canadum* (3.3) respectivamente. Finalmente, la relación n-3/n-6 determinada en las larvas sometidas a condiciones de inanición dentro de los dos primeros días fue de 4.8, proporción mayor a la reportada por Abi-Ayad et al. (2000) para *Perca fluviatilis* (2.4) y menor a la reportada para *Rachycentron canadum* (6.7) por Fulk y Holt (2003), así como lo reportado por Rianuzzo et al. (1992) para *Pleuronectes platessa*, *Gadus morhua*, *Hippoglossus hippoglossus* y *Scophthalmus maximus* (=Psetta maxima).

Larvas alimentadas

Todos los alimentos vivos presentaron carencia del ácido 22:6n-3, por lo que al ser enriquecidos con SELCO® manifestaron su presencia.

Las larvas de cabrilla arenera alimentadas entran en el modelo descrito por Diaz et al. (2002), dado que la segunda fase inicia en el eleuteroembrión (2 DDE), donde aún continúa la absorción del glóbulo de aceite y termina con su total reabsorción, marcando como último evento de esta etapa una débil actividad hepática y pancreática. Según Peña et al. (2003) esto ocurre en la fase de larva preflexión (4 DDE), y en este periodo precisamente se alcanzaron los valores mínimos en las concentraciones de cada AG (2 y 3 DDE), momento en que la larva consumió su glóbulo de aceite como última reserva de alimento endógeno, y se manifestó el efecto de la primera alimentación por un incremento muy marcado en todas las concentraciones de AG. En las larvas alimentadas, de los 2 a 4 DDE, los n-3 AGAP, incluyendo el DHA, se consumieron muy intensamente; esto mismo lo observaron en *Perca fluviatilis* Abi-Ayad et al. (2000), quienes proponen la hipótesis de que la intensa utilización de los n-3 AGAP y especialmente el DHA durante este período, puede ser explicada por la transición del período endógeno a la alimentación exógena, el cual es generalmente acompañado de una alta tasa

de mortalidad como resultado de la reducción del crecimiento. Los resultados obtenidos en nuestro trabajo apoyan dicha hipótesis. En otras especies el DHA generalmente es separado para funciones fisiológicas tales como la fluidización de la membrana (Lovell, 1988), actividades enzimáticas que concluyen con el transporte iónico (Di Constanzo et al., 1983), y se constituye como un componente del cerebro y la retina (Bell y Dick, 1991; Mourente y Tocher, 1992; Tocher et al., 1991) lo cual es de vital importancia para especies de peces depredadoras como *Paralabrax maculatofasciatus*.

La tercer fase del modelo de Diaz et al. (2002) inicia con la acumulación de glucógeno en el hígado a partir de los 4 DDE y concluye con la completa formación del tracto digestivo. Según Peña et al. (2003) para los 16 DDE el tracto digestivo y las glándulas gástricas de la cabrilla arenera están bien diferenciados. Los resultados de Alvarez-González (2003) confirman esta observación, al demostrar que la actividad de la proteasa alcalina alcanza su máxima actividad entre los 12 y 16 DDE, y que la actividad proteasa ácida supera a la alcalina para el día 25 DDE. Los AG lo evidencian para la cabrilla arenera con un incremento exponencial de todos los AG y una reducción drástica en la relación DHA/EPA de 2.4 (7 DDE) a 1.3 (10 DDE), 0.3 (15 DDE); esto nos muestra que a partir de 15 DDE ya tenemos asimilación de AGAP, y la relación DHA/EPA es muy diferente a la encontrada en la primera fase, que fue de 2.8, 2.53 y 4.4 para los 0, 1 y 2 DDE, respectivamente.

La cuarta fase del modelo de Diaz et al. (2002) inicia cuando las actividades hepáticas, pancreáticas e intestinales de la larva son realizadas como en los adultos. En la cabrilla arenera Peña et al. (2003) ubica este evento entre los días 16 y 24 DDE, cuando los zimógenos adquieren su máximo tamaño y número. Esto parece confirmarse por el hecho de que para el día 25 DDE la actividad proteasa ácida supera a la alcalina (Alvarez-González, 2003). Los AG alcanzan su valor mínimo de la relación DHA/EPA (0.1) a los 20 DDE, manteniéndose dicho valor hasta el final del experimento (30 DDE). En este período (15 a 30 DDE) todos los AG continúan incrementando su concentración de forma exponencial.

Al comparar las larvas en inanición con las alimentadas en los días 2, 3 y 4 DDE, no se detectaron diferencias significativas ($P>0.05$) a nivel de los lípidos totales y los AG ($P>0.05$), implicando que las larvas en inanición cubren sus necesidades metabólicas principalmente a partir de otros nutrientes.

7.2. Necesidades de lípidos en juveniles (Experimento 2)

Los peces alimentados con el alimento de 15% de lípidos tuvieron mayor peso y longitud patrón que los peces alimentados con los alimentos de 5 y 10% de lípidos. Lo anterior concuerda con investigaciones realizadas por diversos autores (Chou et al., 2001; Kestmont et al., 2001; Lin y Shiau, 2003) quienes observaron que en la medida que se incrementa el nivel de lípidos en el alimento de *Rachycentron canadum*, *Perca fluviatilis* y *Epinephelus malabaricus*, respectivamente, la ganancia en peso también se incrementa. No obstante, estos autores destacan el hecho de que si el nivel óptimo de lípidos en el alimento es excedido, la ganancia en peso de los peces decrece (Lin y Shiau, 2003) o se mantiene constante (Chou y Shiau, 1996; y Kestmont et al., 2001). El exceso de lípidos provoca la acumulación de grasas en tejidos y en músculo (Degani et al., 1989; Parazo 1990; Bellastrazzi et al., 1994; Swann et al., 1994; Kestmont et al., 2001).

Ese mismo comportamiento se observó a nivel de las tasas de crecimiento específico (TCE) de los peces de nuestro estudio, donde la mayor TCE se obtuvo en los peces alimentados con el alimento que contenía 15% de lípidos (5.37 %/día), siendo significativamente superior ($P<0.05$) a la de los peces alimentados con los alimentos de 5 y 10% de lípidos (4.18 y 4.65 %/día). Resultados similares han sido obtenidos en un trabajo con *Perca fluviatilis* (Kestmont et al., 2001) en el cual se obtuvieron valores de 1.40 y 1.42 %/día para niveles de lípidos de 12 y 18%, reportados como los óptimos para esta especie. A pesar de que esas TCE son muy inferiores a las encontradas aquí con la cabrilla arenera, se debe tomar en cuenta que no se trata de las mismas especies, condiciones de cultivo y edad de los organismos.

En cuanto al factor de condición (FC), teóricamente en peces de tipo fusiforme se ha determinado que en la medida que el valor se acerca a 3, los peces tienen un crecimiento homogéneo (Ricker, 1984; Weatherley y Gill, 1987; Steffens, 1989). Lo observado en nuestro trabajo para los diferentes niveles de lípidos en el alimento utilizados, denotó un crecimiento ligeramente heterogéneo (2.17), siendo los peces alimentados con 5% de lípidos los que tuvieron el menor valor, comparados contra los peces alimentados con los otros tratamientos 2.47 y 2.43 (10 y 15% respectivamente). Estos resultados son similares a los de Álvarez-González et al. (2001a), que reportan valores de 2.72 a 2.83 para juveniles de cabrilla arenosa de mayor tamaño que los usados aquí, y donde se determinó que el óptimo de proteína en el alimento varía entre 45 y 50% con 8.1 a 8.9% de lípidos. Nuestros resultados difieren de los reportados en el estudio de Grayeb-Del Alamo (2001) con cabrilla arenosa, donde se obtuvieron valores del FC superiores a 3. Lo anterior se puede explicar en base al alto contenido de lípidos en el alimento (22%) utilizado por dicho autor, que provocó que los peces presentaran grandes cantidades de grasa corporal.

A nivel del factor de conversión alimenticia (FCA) no se detectaron diferencias significativas ($P > 0.05$) entre los tratamientos, posiblemente debido a la alta variabilidad registrada entre las réplicas, pero se puede notar una tendencia a que los peces que consumieron la menor cantidad de alimento con relación a su ganancia en biomasa, fueron aquellos alimentados con el alimento de 15% de lípidos (1.49), seguidos de los peces alimentados con 10% de lípidos (2.15) y 5% de lípidos (2.57). Espinós et al. (2003) obtuvieron valores de 1.70, 1.83 y 2.28 con alimentos para *Dentex dentex* que contenían 12, 17 y 22% de lípidos, siendo en términos generales, valores de FCA similares a los reportados en este trabajo para la cabrilla arenosa. Estos resultados corroboran que cuando el nivel de lípidos en el alimento no es el adecuado, la eficiencia con que el alimento es utilizado por los organismos tiende a disminuir.

Al comparar los resultados del presente estudio con diversos trabajos realizados en el CICIMAR con cabrilla arenosa, podemos resaltar algunas diferencias interesantes. Grayeb-Del Alamo (2001) cultivó cabrillas en jaulas

flotantes, utilizando un alimento semi-húmedo peletizado con 22% de lípidos, a partir de alimento fresco (atún y calamar), y obtuvo un FCA de 3.2 para la etapa de pre-engorda con peces de 1.3 g, el cual es mucho mayor a los FCA obtenidos aquí, y que encuentra una posible explicación en el elevado nivel de lípidos en el alimento de ese autor. Por otra parte Alvarez-González et al. (2001a) utilizó un alimento seco peletizado, muy parecido a los nuestros, con una concentración de 8.9% de lípidos, y con el cual se obtuvo un FCA de 1.6 en peces con peso promedio inicial de 9.5 g, por lo que se podría decir que, considerando la diferencia en el tamaño de los peces, los resultados de este autor y los encontrados aquí, son equivalentes.

Las tasas de eficiencia lipídica (TEL) observadas en este trabajo fueron de 5.37, 3.44 y 3.15 para los peces alimentados con 5, 10 y 15% de lípidos respectivamente, y no difieren significativamente ($P>0.05$) entre los tratamientos alimenticios. Estos resultados representan los primeros valores que se reportan sobre este índice, por lo que nuestros resultados no se pueden comparar con trabajos previos. Se deberán hacer más investigaciones para determinar más valores de referencia y evaluar la utilidad de este índice como criterio de evaluación de alimentos con distintos niveles de lípidos para peces y crustáceos.

El consumo total de alimento no fue muy diferente entre los tratamientos. A pesar de que el menor valor encontrado correspondió al alimento que contenía 10% de lípidos, es muy probable que se deba a que en este tratamiento se tuvo también la menor supervivencia.

En el caso de la ganancia en peso porcentual (GP) se observó la misma tendencia que para la TCE, donde al incrementar el nivel de lípidos, se incrementó la ganancia en peso. Los valores que se encontraron en esta investigación (183 a 318%), fueron mayores que los observados para *Perca fluviatilis* (GP de 83 a 121%; Kestmont et al., 2001) y menores al compararlos con otras especies, como es el caso de juveniles de *Rachycentron canadum* (295 a 328%) estudiados por Chou et al. (2001) y de juveniles de *Sciaenops ocellatus* (361 a 527%), estudiados por Craig et al. (1999). Se debe tomar en cuenta que estos valores pueden variar dependiendo de la especie, la talla o peso inicial de los peces en cultivo, el tipo de

alimento utilizado, etc. Sin embargo, se puede considerar que el crecimiento de la cabrilla arenera es similar al de otras especies que actualmente se están estudiando o cultivando comercialmente.

En el caso de la supervivencia, en esta investigación se encontraron valores de 91.67, 76.67 y 85% para las dietas de 5, 10 y 15% de lípidos respectivamente, pero no se detectaron diferencias significativas ($P>0.05$) entre los tratamientos.

La composición en proteínas, lípidos totales y cenizas de los peces enteros al inicio y final del experimento no fueron diferentes entre los diversos tratamientos alimenticios ($P>0.05$). Esto demuestra que aún con el mayor nivel de lípidos en el alimento evaluado en nuestro trabajo (15%), los peces no acumularon grasa en exceso, y tuvieron el mejor crecimiento. Esto deja pensar que el requerimiento relativo de lípidos en los juveniles de la cabrilla arenera podría ser cercano a 15%.

La composición en lípidos totales de los peces al inicio del experimento fue similar a la reportada por Alvarez-González (1999) para juveniles de cabrilla arenera con peso promedio de 9.5 g, mientras que los porcentajes de proteína cruda y cenizas fueron ligeramente menores; esto último puede deberse al menor tamaño de los organismos analizados aquí (0.38 g).

La composición en AG de los peces aumentó conforme el nivel de lípidos en el alimento se incrementó. El EPA solo se detectó en los peces al inicio, mientras que en los peces al final del experimento solo se encontraron trazas. El AA y el DHA no se detectaron en los peces al inicio ni al final, lo anterior no quiere decir que no estén presentes, sino que no los detectó nuestra técnica de análisis, dado que son AG indispensables, y que normalmente se encuentran en cantidades muy pequeñas, especialmente tratándose de muestras de peces enteros. De los trabajos revisados sobre el efecto del nivel de lípidos del alimento, solo Kestmont et al. (2001) trabajaron AG y obtuvieron las mismas tendencias que en el presente trabajo, aunque sí lograron detectar los ácidos AA, EPA y DHA en sus muestras.

Cabe mencionar, que en esta investigación se pretendió desarrollar un alimento lo suficientemente completo para los juveniles de la cabrilla arenera, que permitiera mantener en buenas condiciones a los organismos mientras se

continúan las investigaciones sobre las necesidades nutricionales óptimas para esta especie. Los resultados indican que los juveniles de cabrilla arenera crecieron mejor con 15% de lípidos en su alimento, mismo que está dentro del intervalo de niveles de lípidos recomendados para especies emparentadas. Sin embargo, habrán de evaluarse niveles de lípidos en el alimento aún mayores para poder determinar con precisión las necesidades en lípidos, proteína y energía digeribles de los juveniles de cabrilla arenera.

8. CONCLUSIONES

8.1. Determinación de ácidos grasos durante la ontogenia inicial de la cabrilla arenera (Experimento 1)

El AG más abundante y más consumido por los embriones hasta los 2 DDE de los saturados, fue el 16:0 y de los monoenoicos el 18:1 n-9.

Los embriones presentaron una preferencia a consumir AG de cadenas cortas, tanto de los AG saturados como de los monoenoicos como fuente de energía.

La relación DHA/EPA en esta parte del experimento fue de 3:1 y la relación entre las familias n-3/n-6 fue de 5:1.

Al comparar las larvas alimentadas con las no alimentadas de los 2 a 4 DDE, las larvas sometidas a condiciones de inanición mantuvieron su metabolismo basal hasta morir de inanición; mientras que las larvas alimentadas utilizaron los AG saturados en general, en particular el 18:1n-7, el AA y el DHA; de sus reservas vitelinas para obtener su alimento y completar su metamorfosis, antes de asimilar los AG de los alimentos suministrados.

Todos los AG, sin excepción, se incrementaron por el aporte de los rotíferos desde los 2 DDE hasta los 15 DEE, manifestándose en especial el aporte de AG saturados. La *Artemia* aportó principalmente el 18:1n-7 y el 18:1n-9 (AG monoenoicos) a partir de los 13 DDE y hasta el final del experimento. El DHA (n-3 HUFA), lo aportó el enriquecedor que se adicionó a los rotíferos y a los nauplios de *Artemia* a desde los 5 DDE hasta el final del experimento.

Los resultados sugieren que el metabolismo de los lípidos durante la ontogenia inicial de la cabrilla arenera sufre modificaciones que corresponden a cuatro fases fisiológicas características, que se ajustan al modelo descrito por Diaz et al. (2002) para el desarrollo de la autonomía trófica en las larvas de peces.

8.2. Necesidades de lípidos en juveniles (Experimento 2)

El nivel de 15% de lípidos en el alimento, permitió obtener el mejor crecimiento en peso y longitud durante la pre-engorda de juveniles de la cabrilla arenera (peso promedio inicial 0.38 g).

No se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos a nivel del factor de condición, ganancia en peso, alimento consumido, factor de conversión alimenticia y eficiencia lipídica.

La concentración de proteínas, lípidos y cenizas de los peces al final del bioensayo no se vio afectada por el nivel de lípidos en el alimento, mientras que los AG aumentaron conforme el nivel de inclusión de lípidos en los alimentos suministrados fue mayor.

Desde un punto de vista práctico, el alimento con 15% de lípidos puede ser considerado como adecuado, dado que el crecimiento obtenido es similar al reportado en experiencias anteriores con cabrilla arenera y ese nivel de inclusión coincide con los recomendados en alimentos para especies emparentadas que en la actualidad se cultivan de forma comercial en diversos países. No obstante, se habrá de estudiar el efecto de niveles de inclusión de lípidos aún mayores, para determinar con precisión las necesidades en lípidos de estos organismos, optimizar el crecimiento y la utilización del alimento.

9. RECOMENDACIONES Y SUGERENCIAS PARA TRABAJOS FUTUROS

Determinación de ácidos grasos durante la ontogenia inicial de la cabrilla arenera

Sería conveniente hacer estudios nutricionales en los reproductores para determinar las necesidades alimentarias óptimas, con las cuales se podría diseñar un alimento que permita obtener de manera continua embriones de la mejor calidad posible.

Para obtener el tamaño de muestra suficiente (al menos 30 mg) y con el propósito de efectuar todos los análisis de embriones y larvas por triplicado, se recomienda sembrar desoves con un volumen de al menos 100 ml.

Con el fin de elucidar las funciones específicas de las diferentes clases lipídicas, se recomienda separar los lípidos totales por clases, a fin de cuantificarlos por separado, es decir, lípidos polares (fosfatidilcolina y fosfatidiletanolamina) y lípidos no polares (triglicéridos, colesterol y colesterolésteres).

Con el propósito de suministrar a la larva con el mínimo necesario de AG para su desarrollo, se recomienda que el primer alimento que se les suministre guarde una relación DHA:EPA de 3:1, así como probar diferentes niveles DHA, EPA y AA alrededor de esta relación; y probar diferentes formas de administrar los enriquecedores al alimento vivo que se emplea para alimentar a las larvas.

Se deberían desarrollar protocolos donde se utilicen copépodos en los esquemas de alimentación de las larvas de cabrilla arenera, para sustituir parcial o totalmente los rotíferos y la *Artemia*.

Se sugiere efectuar un trabajo sobre mineralización ósea durante la ontogenia inicial de la cabrilla arenera, para tratar de explicar el porqué del incremento en peso de las larvas sometidas a inanición, durante los días 3 y 4 DDE.

Necesidades de lípidos en juveniles

Se recomienda realizar determinaciones de lípidos y ácidos grasos en poblaciones naturales de cabrilla arenera, con el fin de contar con un punto de referencia para comparar los resultados obtenidos en los sistemas de cría y engorda.

Se recomienda probar niveles de lípidos en el alimento por arriba de 15% (20 y 25%), para determinar con precisión el nivel óptimo para el desarrollo de los juveniles de la cabrilla arenera con el fin de determinar si es posible mejorar el crecimiento de los juveniles en las fases de pre-engorda en laboratorio y engorda en jaulas flotantes.

Se sugiere estudiar la posible sustitución de la proteína alimentaria por lípidos (ahorro de proteína como fuente de energía) determinando la relación óptima de proteína:energía digeribles, que permita optimizar el crecimiento y la utilización del alimento, así como reducir los costos de producción.

Se propone probar otras fuentes de lípidos (vegetales) y determinar su nivel óptimo de inclusión en el alimento formulado, con el fin de sustituir parcial o totalmente el aceite de pescado.

Con la finalidad de aumentar la precisión en la determinación de los índices de crecimiento, utilización del alimento y composición química de los organismos, es deseable tener más de 3 réplicas experimentales por cada tratamiento alimentario.

10. BIBLIOGRAFÍA

- Abi-Ayad, S.M.E.A., P. Kestemont and C. Melard. 2000. Dynamics of total lipids and fatty acids during embryogenesis and larval development of Eurasian perch (*Perca fluviatilis*). *Fish Physiol. Biochem.* 23: 233-243.
- Alvarez-González, C.A. 1999. Optimización del proceso de producción de semilla de la cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus* (Percoidei: Serranidae) en sistemas de circulación cerrada. Tesis de maestría, CICIMAR-IPN. La Paz, B.C.S., México. 164 pp.
- Alvarez-González, C.A. 2003. Actividad enzimática digestiva y evaluación de dietas para el destete de larvas de cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus* (Percoidei: Serranidae). Tesis doctoral, CICIMAR-IPN. La Paz, B.C.S., México. 108 pp.
- Alvarez-González, C.A., R. Civera-Cerecedo, J.L. Ortiz-Galindo, S. Dumas, M. Moreno-Legorreta y T. Grayeb-Del Alamo. 2001a. Effect of dietary protein level on growth and body composition of juvenile spotted sand bass, *Paralabrax maculatofasciatus*, fed practical diets. *Aquaculture* 194: 151-159.
- Alvarez-González, C.A., J.L. Ortiz-Galindo, S. Dumas, S.F. Martínez-Díaz, D.E. Hernández-Ceballos, T. Grayeb-Del Alamo, M. Moreno-Legorreta y R. Peña-Martínez. 2001b. Effect of stocking on the growth and survival of spotted sand bass *Paralabrax maculatofasciatus* larvae in closed recirculating system. *J. World Aquac. Soc.* 32: 130-137.
- Anguas-Vélez, B.H., R. Civera-Cerecedo, M. Cadena-Roa, J. Guillaume y S.F. Martínez-Díaz. 2000. Studies on the nutrition of spotted sand bass *Paralabrax maculatofasciatus*: effect of dietary protein level on the growth and protein utilization in juveniles fed semipurified diets. *J. World Aquac. Soc.* 31: 580-591.
- AOAC, 1995. Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemists, 16th edn. vol. I, Washington, D.C., U.S.A. 1234 pp.
- Avilés-Quevedo, A., U. Mc. Gregor-Pardo, R. Rodríguez-Ramos, O. Morales-Castro, M.A. Huerta-Bello y M. Izawa. 1995. Biología y cultivo de la cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868). Secretaría de Pesca. Instituto Nacional de la Pesca. JICA. México. 85 pp.
- Avilés-Quevedo, A., R. Rodríguez-Ramos y L. Méndez-López. 2002. Evaluación de *Brachionus plicatilis* cultivado con cinco dietas de fitoplancton y levadura, en el crecimiento y mortalidad de larvas de *Paralabrax maculatofasciatus*. *Acta Científica CRIP-La Paz, B.C.S., México.* 1: 11-17.
- Badui-Dergal, S. 1988. Diccionario de tecnología de los alimentos. Editorial Alhambra Mexicana, México. 300 pp.
- Balon, E.K. 1984. Reflections on some decisive events in the early life of fishes. *Trans. Amer. Fish. Soc.* 113: 178-185.
- Bell, M.V. y J. Dick. 1991. Molecular species composition of the major diacylglycerophospholipids from muscle, liver, retina and brain of cod (*Gadus morhua*). *Lipids* 26: 565-573.
- Bell, M.V., R.S. Batty, J.R. Dick, K. Fretwell, J.C. Navarro y J.R. Sargent. 1995. Dietary deficiency of docosahexanoic acid impairs vision at low intensities in juvenile herring (*Clupea harengus* L.). *Lipids* 30: 443-449.

- Bell, J.C. y J.R. Sargent. 2003. Arachidonic acid in aquaculture feeds: current status and future opportunities. *Aquaculture* 218: 491-499.
- Bellastrazzi, R., D. Lanari, E.D. Agaro y A. Mion. 1994. The effect of dietary level and source on growth, body composition, total ammonia and reactive phosphate excretion of growing sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Aquaculture* 127: 197-206.
- Bligh, E.G. y W.J. Dyer. 1959. A rapid method of total lipid extraction and purification. *Can. J. Biochem. Physiol.* 37 (8): 911-917.
- Cadena-Roa, M.A. y G. Roldán-Libenson. 1994. Desarrollo científico y tecnológico del cultivo de cabrilla. SEPESCA-UABCS. México. 93 pp.
- Carrasco-Chávez, V., R. Civera-Cerecedo, J.L. Ortiz-Galindo, S. Dumas, D.E. Hernández-Cevallos, T. Grayeb-Del Alamo, C.A. Alvarez-González y M.O. Rosales-Velázquez. 2002. Development of fatty acids in starved larvae of spotted sand bass *Paralabrax maculatofasciatus*, 46 p. In: *Aquaculture America, The national conference & exposition of NAA, USASA and U.S. Aquaculture Society*. San Diego, California, U.S.A. January 27-30.
- Castell, J.D. 1978. Review of lipid requirements of fish, 40 p. In: *EIFAC/FAO Symposium on fish nutrition and feed technology*. Hamburgo, Germany. June 20-23.
- Castelló-Orvay, F. 1993. *Acuicultura marina: Fundamentos biológicos y tecnológicos de la producción*. Publicaciones de la Universidad de Barcelona. 739 pp.
- Chou, B.S. y S.S. Shiau. 1996. Optimal dietary lipid for growth of juvenile hybrid tilapia, *Oreochromis niloticus* X *Oreochromis aureus*. *Aquaculture* 143: 185-195.
- Chou, R.L., M.S. Su y H.Y. Chen. 2001. Optimal dietary protein and lipid levels for juvenile coho (*Rachycentron canadum*). *Aquaculture* 193: 81-89.
- Coll-Morales, J. 1986. *Acuicultura Marina Animal*. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid España. 669 pp.
- Cowey, C.B., J.M. Owen, J.W. Adron y C. Middleton. 1976. Studies on nutrition of marine flatfish: The effect of different dietary fatty acids on the growth and fatty acid composition of turbot, *Scophthalmus maximus*. *Br. J. Nutr.* 36: 479-486.
- Craig, S.R., B.S. Washburn y D.M. Gatlin III. 1999. Effects of dietary lipids on body composition and liver function in juvenile red drum, *Sciaenops ocellatus*. *Fish Physiol. Biochem.* 21: 249-255.
- Degani, G., Y. Ben-Zvi y D. Levanon. 1989. The effect of different protein level and temperatures on feed utilization, growth and body composition of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1982). *Aquaculture* 76: 293-301.
- Díaz, J.P., L. Mani-Ponset, C. Blasco y R. Connes. 2002. Cytological detection of the main phases of lipid metabolism during early post-embryonic development in three teleost species: *Dicentrarchus labrax*, *Sparus aurata* and *Stizostedion lucioperca*. *Aquat. Living Resour.* 15: 169-178.
- Di Costanzo, G., G. Duportail, A. Florentz y C. Leray. 1983. The brush border membrane of trout intestine: influence of its lipid composition on ion permeability, enzyme activity and membrane fluidity. *Mol. Physiol.* 4: 279-290.

- Espinós, F.J., A. Tomás, L.M. Pérez, S. Balasch y M. Jover. 2003. Growth of dentex fingerlings (*Dentex dentex*) fed diets containing different levels of protein and lipid. *Aquaculture* 218: 479-490.
- Everhart, W.H., A.W. Eipper y W.D. Youngs. 1953. Principles of fishery science. Cornell Univ. Press, Ithaca, N.Y., U.S.A. 753 pp.
- FAO. 2002. El estado mundial de la pesca y la acuicultura. Roma Italia. 150 pp.
- Fernández-Borras, J. 1993. Los lípidos en la nutrición de los peces, 245-262 pp. In: Castelló-Orvay (ed.). *Acuicultura marina: Fundamentos biológicos y tecnológicos de la producción*. Publicaciones de la Universidad de Barcelona, España.
- Fraser, A.J., J.C. Gamble y J.R. Sargent. 1988. Changes in lipid content, lipid class composition and fatty acid composition of developing eggs and unfed larvae of cod (*Gadus morhua*). *Mar. Biol.* 99: 307-313.
- Fukusho, K., M. Okauchi, S. Nuraini, A. Tsujigado y T. Watanabe. 1984. Food value of rotifer, *Brachionus plicatilis* cultured with *Tetraselmis tetraele* for larval red seabream, *Pagrus major*. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 50: 1439-1444.
- Fulk, C.K. y G.J. Holt. 2003. Lipid nutrition and feeding of coho *Rachycentron canadum* larvae. *J. World Aquac. Soc.* 34 (3): 368-378.
- Gracia-López, V. y F. Castelló-Orvay. 1996. Crecimiento del mero *Epinephelus marginatus* (=guaza) bajo distintas condiciones de cultivo, 299-306 pp. In: A. Silva y G. Merino (eds.). IX Congreso Latinoamericano de Acuicultura, Segundo Simposium. Avances y Perspectivas de la Acuicultura en Chile, Universidad Católica del Norte, Asociación Latinoamericana de Acuicultura, Coquimbo, Chile.
- Grayeb-Del Alamo, T. 2001. Efecto de la densidad en el crecimiento de la cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus* (Percoidei: Serranidae) cultivada en jaulas flotantes. Tesis de maestría, CICIMAR-IPN. La Paz, B.C.S., México. 119 pp.
- Hart, F.L. y H.J. Fisher. 1971. Análisis moderno de los alimentos. Editorial Acribia. España. 619 pp.
- Hebb, C.D., J.D. Castell, D.M. Anderson y J. Batt. 2003. Growth and feed conversion of juvenile winter flounder (*Pleuronectes americanus*) in relation to different protein-to-lipid levels in isocaloric diets. *Aquaculture* 221: 439-449.
- Hepher, B. 1993. Nutrición de peces comerciales en estanques. LIMUSA. México. 406 pp.
- Hubbs, C.L. 1958. *Dikellorhynchus* and *Kanazawaichthys*: nominal fish genera interpreted as bases on prejuveniles of *Malacanthus* and *Antennarius*, respectively. *Copeia* 1958 (4): 282-285.
- Kanazawa A., S. Teshima, M. Sakamoto y A. Awal Mo. 1980. Requirement of *Tilapia zilli* for essential fatty acids. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 46: 1353-1356.
- Kanazawa A. 1993. Nutritional mechanisms involved in the occurrence of abnormal pigmentation in hatchery-reared flatfish. *J. World Aquac. Soc.* 24: 162-166.
- Kendall, A.W., Jr, E.H. Ahlstrom y H.G. Moser. 1984. Early life history stages of fishes and their characters, 11-22 pp. In: H.G. Moser, W.J. Richards, D.M. Cohen, M.P. Fahay, A.W. Kendall Jr y S.L. Richardson (eds.). *Ontogeny and systematics of fishes*. Ann. Assoc. Ichthyol. Herpetol. Spec. Pub. No.1.

- Kestmont, P., E. Vandeloise, C. Mélard, P. Fontaine y P.B. Brown. 2001. Growth and nutritional status of Eurasian perch *Perca fluviatilis* fed graded levels of dietary lipids with or without added ethoxyquin. *Aquaculture* 203: 85-99.
- Kitajima, C., T. Arakawa, G. Oowa, S. Fujitaet, O. Imada y T. Watanabe. 1980a. Dietary value for red seabream of rotifer, *Brachionus plicatilis*, cultured with new type of yeast. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 46: 43-46.
- Kitajima, C., M. Yoshida y T. Watanabe. 1980b. Dietary value for ayu, *Plecoglossus altivelis* of rotifer, *Brachionus plicatilis*, cultured with beaker's yeast, *Sacharomyces cerevisiae*, supplemented with cuttlefish liver oil. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 46: 47-50.
- Koven, W.M., G.W. Kissil y A. Tandler. 1989. Lipid and ω -3 requirements of *Sparus aurata* larvae during starvation and feeding. *Aquaculture* 79: 185-191.
- Kuronuma, K. y K. Fukusho. 1984. Rearing of marine larvae in Japan. I.D.R.C. Ottawa. 109 pp.
- Lin, Y.H. y S.Y. Shiau. 2003. Dietary lipid requirement of grouper, *Epinephelus malabaricus*, and effects on immune responses. *Aquaculture* 225: 243-250.
- Lovell, T. 1988. Nutrition and feeding of fish. Auburn University, Auburn, Alabama. 135 pp.
- Martínez-Díaz, S. F., 1995. Estudio de una enfermedad hemorrágica ulcerativa en un lote de reproductores de cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868): Osteichthyes; Serranidae. Tesis de maestría, CICIMAR-IPN. La Paz, B.C.S., México. 94 pp.
- Martino, R.C., J.E.P. Cyrino, L. Potz y L.C. Trugo. 2002. Effect of dietary level on nutritional performance of the surubim, *Pseudoplatystoma coruscans*. *Aquaculture* 209: 209-218.
- Matus-Nivón, E., R. Ramírez-Sevilla, R. Martínez-Pecero y J.L. Ortiz-Galindo. 1990. Potencial acuacultural de ocho especies de peces marinos del Pacífico mexicano, con base a su biología temprana, pp. 67-74. In: G. De la Lanza-Espino y J.L. Arredondo-Figueroa (eds.) La acuicultura en México: De los conceptos a la producción. Instituto de Biología. UNAM. México.
- Merino-Contreras, M. L., Guzmán-Murillo, M. A., Ruiz-Bustos, E., Romero, M. J., Cadena-Roa, M. A., y Ascencio, F. 2001. Mucosal immune response of spotted sand bass *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868) orally immunised with an extracellular lectin of *Aeromonas veronii*. *Fish & Shellfish Immunol.* 11: 115-126.
- Mourente G. y J.M. Odrizola, 1990. Effect of broodstock diets on lipid classes and their fatty acid composition in eggs of gilthead seabream (*Sparus aurata* L.). *Fish Physiol. Biochem.* 8: 93-101.
- Mourente, G. y D.R. Tocher. 1992. Effects of weaning onto a pelleted diet on docosahexaenoic acid (22:6n-3) levels in brain of developing turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *Aquaculture* 105: 363-377.
- Mourente, G. y R. Vázquez. 1996. Changes in the content of total lipid, lipid classes and their fatty acids of developing eggs and unfed larvae of the Senegal sole, *Solea senegalensis* Kaup. *Fish Physiol. Biochem.* 15: 221-235.

- Mourente, G., A. Rodríguez, A. Grau y E. Pastor. 1999. Utilization of lipids by *Dentex dentex* L. (Osteichthyes, Sparidae) larvae during lecithotrophia and subsequent starvation. *Fish Physiol. Biochem.* 21: 45-58.
- New, M.B., A.G.J. Tacon and I. Cavas. 1993. Farm-made aquafeeds, p. 434. RAPA (eds.). Proceedings of the Regional Expert Consultation. 14-18 Dic. 1992.
- NOM-F-490-1987. Determinación de la composición de ácidos grasos a partir de aceites y grasas por cromatografía de gases. Diario Oficial de la Federación.
- Ortiz-Galindo, J.L. 1991. Ontogenia inicial de la mojarra rayada *Eugerres axillaris* Gunther, 1864. Tesis de Maestría, CICIMAR-IPN. La Paz, B.C.S., México. 36 pp.
- Ostrowski, A.C. y S. Divakaran. 1991. Energy substrates for eggs and prefeeding larvae of the dolphin (*Coryphaena hippurus*). *Mar. Biol.* 109: 149–155.
- Osorio-Galindo, M., 1998. Efecto de la temperatura y la salinidad en parámetros poblacionales de *Pseudodiaptomus euryhalinus* Johnson (Crustacea: Copepoda: Calanoidea) en condiciones controladas. Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN. La Paz, B.C.S., México. 68 pp.
- Owen, J.M., J.W. Adron, C. Middleton and C.B. Cowey. 1975. Elongation and desaturation of dietary fatty acids in turbot *Scophthalmus maximus*, and rainbow trout *Salmo gairdneri*. *Lipids* 10: 528- 531.
- Parazo, M.M. 1990. Effect of dietary protein and energy level on growth, protein utilization and carcass composition of rabbitfish, *Siganus guttatus*. *Aquaculture* 84: 41-49.
- Payán-Aguirre J.C. 1994. Aspectos biológico-poblacionales de *Pseudodiaptomus euryhalinus* (Copepoda: Calanoidea) para su utilización en acuicultura. Tesis de maestría, CICIMAR-IPN. La Paz, B.C.S., México. 63 pp.
- Peña R., S. Dumas, M. Villalejo-Fuerte y J.L. Ortiz-Galindo. 2003. Ontogenetic development of digestive tract in reared spotted sand bass *Paralabrax maculatofasciatus* larvae. *Aquaculture* 219: 633-644.
- Planas, M., M.J. Ferreiro, M.J. Fernandez-Reiriz y U. Labarta. 1989. Evolución de la composición bioquímica y actividades enzimáticas en huevos de rodaballo (*Scophthalmus maximus* L.) durante la embriogénesis, 215–227 pp.. In: M. Yúfera (ed.). *Acuicultura Intermareal*. Andalucía, Cadiz, España.
- Rainuzzo, J.R., K.I. Reitan, L. Jørgesen and Y. Olsen. 1992. Comparative study on the acid and lipid composition of four marine fish larvae. *Comp. Biochem. Physiol.* 103B (1): 21-26.
- Rainuzzo, J.R., K.I. Reitan, L. Jørgesen and Y. Olsen. 1994. Lipid composition in turbot larvae feed live feed culture by emulsions of different lipid classes. *Comp. Biochem. Physiol.* 107: 699-710.
- Rainuzzo, J.R., K.I. Reitan and Y. Olsen. 1997. The significance of lipids at early stages of marine fish: a review. *Aquaculture* 155: 103-115.
- Ramírez-Sevilla, R., R.A. Rueda-Jasso, J.L. Ortiz-Galindo y B. González-Acosta. 1991. Metodología para el cultivo a mediana escala del rotífero *Brachionus plicatilis*. *Inv. Mar. CICIMAR* 6(2): 287-290.

- Regost, C., J. Arzel, M. Cardinal, J. Robin, M. Laroche and S.J. Kaushik. 2001. Dietary lipid level, hepatic lipogenesis and flesh quality in turbot (*Psetta maxima*). *Aquaculture* 193: 291-309.
- Ricker, W.E. 1984. Computation and uses of central trend lines. *Can. J. Zool.* 62: 1897-1905.
- Rodríguez, C. 1994. Estudios de los requerimientos de los ácidos grasos esenciales de la dorada europea (*Sparus aurata*, L.) durante las dos primeras semanas de alimentación. Tesis Doctoral. Universidad de la Laguna, España. 284 pp.
- Rønnestad, I., R.N. Finn, I. Lein, and Ø. Lie. 1995. Compartmental changes in the contents of total lipid, lipid classes and their associated fatty acid in developing yolk-sac larvae of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus* L.). *Aquac. Nutr.* 1: 119–130.
- Rosales-Velázquez, M.O. 1997. Efecto de la alimentación sobre desoves de la cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus* (Teleostei: Serranidae) mantenida en cautiverio. Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN. La Paz, B.C.S., México. 62 pp.
- Sargent, J.R., J.G. Bell, M.V. Bell, J. Handerson y D.R. Tocher. 1995. Requirement criteria for essential fatty acids. *J. Appl. Ichthyol.* 11: 183-198.
- Sargent, J., L. Mc. Evoy, A. Estevez, G. Bell, M. Bell, J. Henderson and D. Tocher. 1999. Lipid nutrition of marine fish during early development: current status and future directions. *Aquaculture* 179: 217-229.
- Sargent, J.R., D.R. Tocher y J.G. Bell. 2003. The lipids, pp. 181-257. In: J. Halver (ed.). *Fish Nutrition*. Academic Press, New York, U.S.A..
- Sokal, R. and J. Rohlf. 1981. *Biometry*. W.H. Freeman and Company, N.Y., U.S.A. 859 pp.
- Steel, R.G.D. and J.H. Torrie. 1997. *Bioestadística: Principios y Procedimientos*. McGraw-Hill, México. 522 pp.
- Steffens, E. 1989. *Principles of fish nutrition*. Halsted Press. U.S.A. 384 pp.
- Strickland, J.D.H. and T.R. Parsons. 1972. *A practical handbook of seawater analysis*, 2nd ed. Bull. 167, Fisheries Research Board of Canada, Ottawa, 310 pp.
- Swann, D.L., J.R. Riepe, J.D. Stanley, M.E. Griffin and P.B. Brown. 1994. Cage culture of híbridos striped bass in India and evaluation of diets containing three levels of dietary protein. *J. World Aquac. Soc.* 25: 281-288.
- Tacon, A.G.J. 1994. Feed ingredients for carnivorous fish species: alternative to fishmeal and other fisheries resources. FAO. Rome. 35 pp.
- Tandler A., T. Watanabe, S. Satoh and K. Fukusho. 1989. The effect of food deprivation on the fatty acid and lipid profile of red seabream larvae *Pagrus major*. *Br. J. Nutr.* 62: 349-361.
- Tocher, D.R., A.J. Fraser, J.R. Sargent and J.C. Gamble. 1985. Lipid class composition during embryonic and early larval development in Atlantic herring (*Clupea harengus* L.). *Lipids* 20: 84–89.
- Tocher, D.R., J.G. Bell, and J.R. Sargent. 1991. Incorporation of (³H) Arachidonic and (¹⁴C) eicosapentaenoic acids into glycerophospholipids and their metabolism via lipoxygenases in isolated brain cells from rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *J. Neurochem.* 55: 2078-2085.

- Tucker, Jr. J.W., 1998. Marine fish culture, Kluwer Academic Publishing, Norwell, Massachusetts, U.S.A. 750 pp.
- Van der Meeren, T., J. Klungosoyr, S. Wilhelmsen and P.G. Kvensen. 1991. Fatty acid composition of unfed and growing cod larvae, *Gadus morhua* L. Feeding on natural plankton in large enclosures, pp. 34-35. In: B.T. Walther y H.J. Fyhn (eds.). Physiological and Biochemical aspects of fish development. Univ. of. Bergen, Noruega.
- Vetter, R.D., R.E. Hodson and C. Arnold. 1983. Energy metabolism in a rapidly developing marine fish egg, the red drum (*Sciaenops ocellata*). Can. J. Fish. Aquat. Sci. 40: 627-634.
- Walton, M.J. 1987. Metabolismo de proteínas y aminoácidos en peces, p. 303. In: P. Lovel (ed.). Nutrición en Acuicultura. Plan de Formación de Técnicos en Acuicultura, Madrid, España.
- Watanabe, T., C. Kitahima, T. Aracawa, K. Fukusho and S. Fujita. 1978a. Nutritional quality of rotifer, *Brachionus plicatilis*, as a living feed from the viewpoint of essential fatty acids for fish. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 44: 1109-1114.
- Watanabe, T., C. Kitahima, T. Aracawa, K. Fukusho and S. Fujita. 1978b. Nutritional quality of living feed from the viewpoint of essential fatty acids for fish. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 44: 1223-1227.
- Watanabe, T. 1988. Fish nutrition and Mariculture. JICA. Tokio, Japan. 233 pp.
- Weatherley A.H. y H.S. Gill. 1987. The biology of fish growth. Academic Press. Orlando Florida, U.S.A. 443 pp.
- Whyte, J.N.C., W.C. Clarke, N.G. Ginther and J.O.T. Jensen. 1993. Biochemical changes during embryogenesis of the Pacific halibut, *Hippoglossus stenolepis* (Schmidt). Aquacult. Fish. Managem. 24: 193-201.
- Wiegand, M.D. 1996. Composition, accumulation and utilization of yolk lipids in teleost fish. Rev. Fish Biol. Fish. 6: 259-286.
- Wiegand, M.D., C.L. Kitchen and J.M. Hataley. 1991. Incorporation of yolk fatty acids into body lipids of goldfish (*Carassius auratus* L.) larvae raised at two different temperatures. Fish Physiol. Biochem. 9: 199-213.
- Yamada, K., K. Kobayashi and Y. Yone. 1980. Conversion of linolenic to ω -3 highly unsaturated fatty acid in marine fishes and rainbow trout. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 46: 1231-1233.
- Zar, J.H. 1996. Biochemical Analysis. 3^{ra} Ed. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, N.J., U.S.A. 718 pp.