

BIOLOGÍA Y CULTIVO DE LA CABRILLA ARENERA *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868)



Araceli Avilés Quevedo
Ulises McGregor Pardo
Ruben Rodríguez Ramos
Omar Hiraes Cosío
Miguel A. Huerta Bello
Masato Iizawa



SUBSECRETARÍA DE PESCA
INSTITUTO NACIONAL DE LA PESCA
AGENCIA DE COOPERACIÓN INTERNACIONAL DEL JAPÓN

La Paz, B. C. S. México, Febrero de 1995



FE DE ERRATAS

Página	Párrafo/Renglón	Dice	Debe decir
	Lista de cuadros # 1 / 1°	peces marino	peces marinos
	Lista de figuras # 5 / 11°	ubiación del cultivo	ubicación del cultivo
	Lista de figuras # 20 / 28°	durantes 1994	durante 1994
2	5° / 26°	presenta Manual	presente Manual
3	3° / 20°	periodo	período
8	Figura 4.	Se omitió Lamella (L)	Lamella (L). Area de Fusión de Lamellas (FL)
12	3° / 18°	se omitió escribir dos renglones	por dos semanas. Estos peces reciben alimento hasta el segundo día posterior a su captura y son eliminados aquellos
17	3° / 18°	17-32° C	17-31° C
22	3° / 13°	axénicos en el laboratorio	en el laboratorio
22	3° / 15°	filtrado de 10 micras	filtrado de 2.0 micras
23	3° / 16°	32 ft de eslora	27 ft de eslora
36	2° / 13°	<i>maculatofaciatus</i>	<i>maculatofasciatus</i>
37	1° / 6°	sifoniados	succionados
37	3° / 16°	canivalismo	canibalismo
37	3° / 22°	debera	deberá
38	1° / 8°	semilla esta	semilla, ésta
39	Figura 19.	<i>P. maculatofaciatus</i>	<i>P. maculatofasciatus</i>
39	1° / 5°	<i>Dicentrachus labrax</i>	<i>Dicentrarchus labrax</i>
40	Cuadro 8.	<i>maculatofaciatus</i>	<i>maculatofasciatus</i>
41	4° / 25°	perdida	pérdida
43	Figura 20.	<i>maculatofaciatus</i>	<i>maculatofasciatus</i>
45	Figura 21.	<i>maculatofaciatus</i>	<i>maculatofasciatus</i>
46	Figura 23.	<i>maculatofaciatus</i>	<i>maculatofasciatus</i>
47	3° / 17°	<i>maculatofaciatus</i>	<i>maculatofasciatus</i>
47	3° / 19°	introduccion	introducción
47	3° / 25°	Lates calcarifer , especies	Lates calcarifer, especie
50	1° / 15°	ya que son estos	ya que son éstos
53	Cuadro 13.	Cu So ₄ .5H ₂ O	Cu SO ₄ .5H ₂ O
57	2° / 12°	despues	después
60	4° / 36°	hematocitometro	hematocitómetro
67	1° / 1°	piscicultico	piscicultivo
77	10° / 35°	larvae du loup	larves du loup
79	6° / 18°	se omitió la ficha de Thomson, et al., 1987	THOMSON, D.A., LI. T. FINDLEY y A. N. KERSTITCH, 1987. Reef fishes of the Sea of Cortez. Univ. of Arizona Press, 302 p.
82	Tabla 3.-	Estado de madure	Estado de madurez

INSTITUTO NACIONAL DE LA PESCA

CENTRO REGIONAL DE INVESTIGACION PESQUERA LA-PAZ

AGENCIA DE COOPERACION INTERNACIONAL DEL JAPON

BIOLOGIA Y CULTIVO DE LA CABRILLA ARENERA

Paralabrax maculatofasciatus (Steindachner, 1868)

La Paz, Baja California Sur, México

Febrero de 1995

BIOLOGIA Y CULTIVO DE LA CABRILLA ARENERA
***Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868)**

M.C. ARACELI AVILES-QUEVEDO¹
Biol. ULISES McGREGOR-PARDO²
Biol. RUBEN RODRIGUEZ-RAMOS²
Ing. OMAR HIRALES-COSIO³
Biol. MIGUEL A. HUERTA-BELLO³
Dr. MASATO IIZAWA⁴

1. Centro Regional de Investigación Pesquera (CRIP-La Paz).
2. Dept. de Acuacultura, Delegación Federal de Pesca en B.C.S.
3. Tesistas IT Mar-La Paz / UNAM Campus Iztacala.
4. Agencia de Cooperación Internacional de Japón (JICA).

La Paz, Baja California Sur, Febrero de 1995

D.R. © por el Centro Regional de Investigación Pesquera de La Paz, B. C. S.
y la Agencia de Cooperación Internacional de Japón.
Km. 1 Carr. a Pichilingue, La Paz, B. C. S., México.
C. P. 23020.
Impreso en México-Printed in Mexico.

CONTENIDO

	No. Página	
Presentación	i	
Agradecimientos	ii	
I. Introducción	1	
II. Características de la especie	4	
2.1 Biología de la especie	4	
2.2 Distribución	5	
2.3 Comportamiento y hábitos alimenticios	6	
2.4 Ciclo reproductivo	7	
III. Cultivo en jaulas flotantes	9	
3.1 Descripción del área de cultivo	10	
3.2 Instalaciones	10	
3.3 Colecta y transporte de alevines	11	
3.4 Aclimatación	12	
3.5 Densidad de cultivo	13	
3.6 Alimentación	14	
3.7 Cambio de jaulas	16	
3.8 Crecimiento	17	
3.9 Cultivo de reproductores	19	
IV. Producción de semilla	21	
4.1 Instalaciones	21	
4.2 Desove	23	
4.2.1 Manejo de reproductores	23	
4.2.2 Desove y manejo de huevos	25	
4.3 Incubación	28	
4.4 Desarrollo embrionario	30	
4.5 Desarrollo larval	32	
4.6 Cultivo de larvas	35	
4.6.1 Densidad de huevos y larvas	37	
4.6.2 Alimentación	37	
4.6.3 Cambio de agua y limpieza	41	
4.7 Crecimiento larval	42	
4.8 Selección de tamaños	46	
4.9 Producción	47	
V. Cultivos de apoyo	50	
5.1 Cultivo de fitoplancton	50	
5.1.1 Cultivos básicos y mantenimiento de cepas	52	
5.1.2 Cultivo intermedio	56	
5.1.3 Producción masiva	57	
5.1.4 Contaminación	59	
5.1.5 Determinación de la densidad y condiciones fisico-químicas	60	
5.2 Cultivo de zooplancton	61	
5.2.1 Procedimientos para desarrollar el cultivo	62	
5.2.2 Determinación de la densidad de rotíferos	63	
5.3 Cultivo de <i>Artemia salina</i>	64	
5.3.1 Procedimiento para el cultivo	64	
5.4 Colecta de zooplancton	65	
VI. Enfermedades y tratamientos	67	
6.1 Clasificación de enfermedades	67	
6.1.1 Enfermedades virales	68	
6.1.2 Enfermedades bacterianas	68	
6.1.3 Enfermedades no-bacterianas	70	
6.1.4 Enfermedades no-parasitarias	71	
6.2 Tratamientos preventivos y curativos	72	
6.2.1 Medidas preventivas	72	
6.2.2 Medidas curativas	73	
VII. Bibliografía citada	76	
VIII. Anexos	80	
8.1 Formas de registro para seguimiento de cultivo en jaulas flotantes	81	
8.2 Formas de control en la producción de larvas	83	

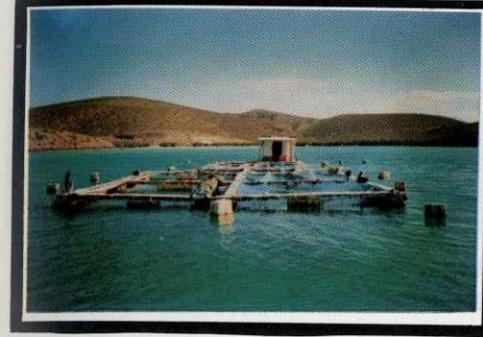
LISTA DE CUADROS

	No. página		
1. Producción de diferentes peces marino cultivados en jaulas flotantes.	13	12. Densidad y supervivencia del cultivo de larvas de <i>Lates calcarifer</i> en tanques de 30 m ³ en planta de producción NICA.	48
2. Protocolo de densidad para el cultivo de <i>P. maculatofasciatus</i> , en jaulas flotantes.	14	13. Soluciones primarias de metales traza (f/2 de Guillard).	53
3. Composición de la dieta para cabrilla, pargo y robalo, cultivados en jaulas flotantes.	14	14. Solución de trabajo de metales traza (f/2 de Guillard).	53
4. Programa de alimentación para la engorda de cabrilla en jaulas flotantes.	15	15. Solución de macronutrientes (f/2 de Guillard).	53
5. Relación del tamaño del pez con el tamaño de la malla.	17	16. Contenido vitamínico de Incremín con hierro.	54
6. Producción promedio de huevos de cabrilla <i>Paralabrax maculatofasciatus</i> , durante 1994.	29	17. Nutrientes para el cultivo intermedio y masivo.	57
7. Densidad estándar para el cultivo de larvas de cabrilla arenera <i>P. maculatofasciatus</i> con base en su edad.	37	18. Medidas de sanidad para la importación de crías de cabrilla.	74
8. Plan de alimentación para el cultivo de larvas de <i>Paralabrax maculatofasciatus</i> .	40	19. Normas para el uso de medicamentos en peces.	75
9. Recambio de agua en relación con los días de cultivo.	42		
10. Aeración recomendada en relación con la talla de la larva.	42		
11. Comparación de crecimiento larval de diferentes especies del género <i>Paralabrax</i> .	44		

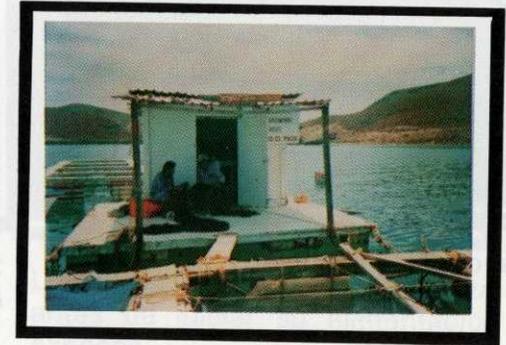
LISTA DE FIGURAS

	No. página
1. Cabrilla arenera o Spotted sand bass <i>paralabrax maculatofasciatus</i> .	4
2. Distribución de <i>P. maculatofasciatus</i> y localización de su cultivo en Baja California Sur, México.	6
3. Desarrollo gonádico de <i>P.</i> <i>maculatofasciatus</i> durante 1992.	7
4. Fase de transición en <i>P.</i> <i>maculatofasciatus</i> .	8
5. Ubiación del cultivo en jaulas flotantes de <i>P. maculatofasciatus</i> en Bahía Falsa, B. C. S., México.	9
6. Unidad experimental en jaulas flotantes en Bahía Falsa, B. C. S., México.	11
7. Artes utilizadas en la captura de juveniles.	12
8. Patrón de crecimiento de <i>Paralabrax</i> <i>maculatofasciatus</i> cultivados en jaulas flotantes en la Unidad Experimental del CRIP-La Paz.	18
9. Relación Longitud-Peso de <i>Paralabrax</i> <i>maculatofasciatus</i> .	19
10. Esquema general de la Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos en el CRIP- La Paz, Baja California Sur, México.	21
11. Diagrama de distribución del agua marina en la Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos, CRIP-La Paz, B. C. S., México.	22
12. Esquema del funcionamiento del tanque de desove.	24
13. Producción diaria de huevos de <i>Paralabrax maculatofasciatus</i> en tanques de 24 toneladas en la Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos del CRIP-La Paz, durante 1994.	28
14. Desarrollo embrionario de <i>P.</i> <i>maculatofasciatus</i> .	31
15. Fase terminal del desarrollo embrionario y larva recién eclosionada de <i>P.</i> <i>maculatofasciatus</i> .	32
16. Desarrollo larval de <i>P.</i> <i>maculatofasciatus</i> .	34
17. Juvenil de 40 días de edad y 26 mm. de longitud total.	35
18. Tanques para el cultivo larval.	36
19. Desarrollo del ancho de la boca en <i>P.</i> <i>maculatofasciatus</i> y talla del alimento suministrado en relación con la edad.	39
20. Crecimiento de larvas de cabrilla arenera <i>Paralabrax maculatofasciatus</i> , cultivadas en tanques de 1000 lts. durante 1994 en el CRIP-La Paz.	43

21. Crecimiento de larvas de *Paralabrax maculatofasciatus* en diferentes temperaturas de cultivo. 45
22. Temperaturas promedio del agua en tanques de cultivo de larvas. 45
23. Crecimiento larval del Jurel-*Seriola quinqueradiata*, botete-*Fugu rubripes*, Red seabream-*Pagrus major*, Lenguado-*Paralichthys olivaceus*, Cabrilla-*Paralabrax maculatofasciatus*, bajo condiciones de temperatura óptimas. 46
24. Red de doble mango y cubetas con perforaciones para selección de peces por tamaño. 47
25. Densidad promedio mensual de *Tetraselmis Chuii* en los cultivos masivos. 58
26. Esquema del sistema para la colecta de zooplancton. 66



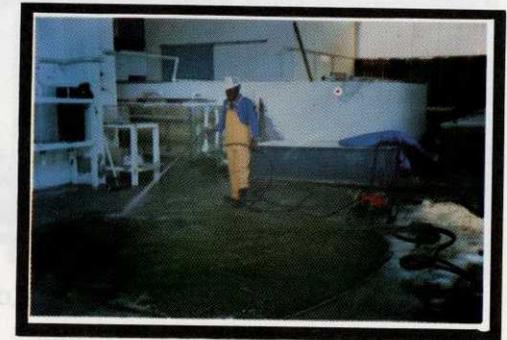
Jaula flotante para el cultivo de cabrilla.



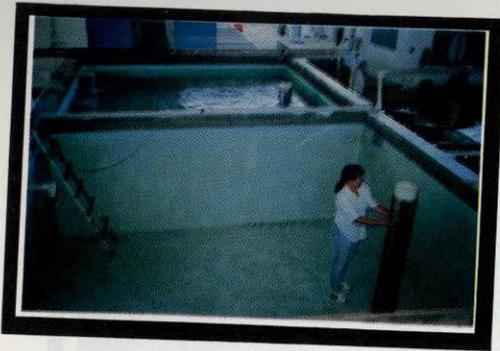
Plataforma de trabajo.



Cambio de jaula.



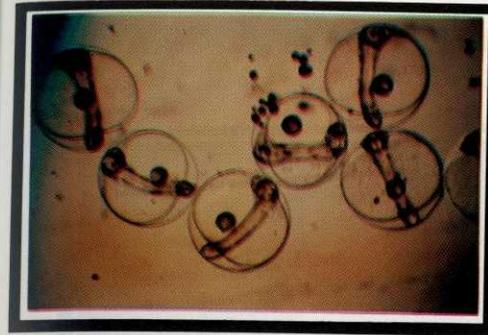
Limpieza de jaula.



Tanques de desove de 24m³.



Sistema de colecta de huevos de *P. maculatofasciatus*.



Huevos de *Paralabrax maculatofasciatus*.



Larva de *P. maculatofasciatus* antes de iniciar su alimentación exógena.



Jaula de colecta de huevos.



Juveniles de *P. maculatofasciatus* de 90 días.



Juveniles de *P. maculatofasciatus* antes de trasladarse a las jaulas flotantes.



Cultivo básico de microalgas.



Tanques para la eclosión de quistes de *Artemia*.



Producción masiva de microalgas.



Tanques para enriquecer rotíferos y *Artemia*.



Cultivo del rotífero *Brachionus plicatilis*.

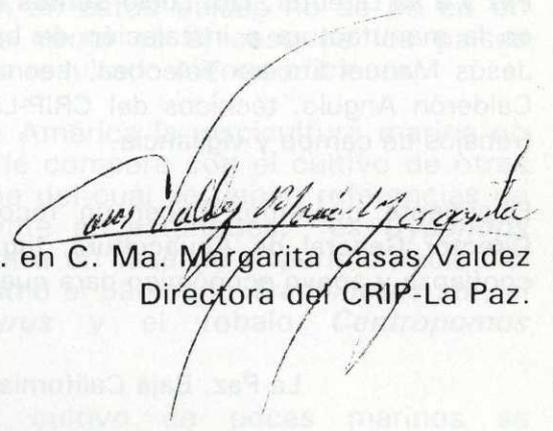


Tanque para el cultivo experimental de larvas de *P.*

PRESENTACION

El presente manual sobre la Biología y Cultivo de la Cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868), es el resultado del exhaustivo y entusiasta trabajo de un grupo de investigadores y técnicos del Centro Regional de Investigaciones Pesqueras (CRIP-La Paz) del Instituto Nacional de la Pesca y del Departamento de Acuicultura de la SEMARNAP de Baja California Sur. Este manual aporta la información técnica necesaria para llevar a cabo el cultivo de la cabrilla desde la producción de larvas hasta la engorda en jaulas flotantes, comprende aspectos relativos a la biología, mantenimiento y manejo, alimentación, cultivos de apoyo, enfermedades y sus tratamientos. Se incluye también una descripción de las instalaciones para el cultivo y su modo de operación.

La elaboración de este manual parte del conocimiento del potencial que existe en la acuicultura como fuente alternativa para la generación de alimento, empleos y divisas, y pretende ser de utilidad a cualquier persona interesada en practicar el cultivo, tanto con fines comerciales como de investigación.


M. en C. Ma. Margarita Casas Valdez
Directora del CRIP-La Paz.

AGRADECIMIENTOS

Desde el año de 1990, fecha en que se presentó el Proyecto "CULTIVO INTENSIVO DE PECES MARINOS DE IMPORTANCIA COMERCIAL" en el Centro Regional de Investigación Pesquera de La Paz, los problemas a resolver fueron muchos, pero la satisfacción de haber cumplido con los objetivos planteados, es motivo suficiente para seguir adelante y considerar que ha sido un logro muy personal para todos los participantes del Proyecto el haber dedicado nuestro esfuerzo diario para alcanzar una meta común, la de plantear en un documento de divulgación, toda esa experiencia que como equipo hemos adquirido sobre la biología y el cultivo de la cabrilla arenosa (*Paralabrax maculatofasciatus*).

Los autores expresamos nuestro agradecimiento al Instituto Nacional de la Pesca y a la Agencia de Cooperación Internacional de Japón (JICA) su apoyo para realizar el proyecto de investigación y su asistencia y financiamiento para la edición de este Manual.

A la directora del CRIP-La Paz, M. en C. Ma. Margarita Casas Valdez, agradecemos su confianza e impulso decidido al proyecto para que la investigación continuara y al Delegado Federal de Pesca en el Estado, Ing. José Carlos Cota Osuna todo el apoyo brindado.

Asimismo, agradecemos a los estudiantes del Cet-Mar de La Paz y a su Director, Lic. Lucio Santos Estrada su valiosa colaboración en la manufactura e instalación de balsas y jaulas y a los señores Jesús Manuel Lucero Telechea, Leonardo Méndez López y Gilberto Calderón Angulo, técnicos del CRIP-La Paz, su colaboración en los trabajos de campo y vigilancia.

Finalmente queremos hacer un reconocimiento muy especial al Director General de Acuicultura, Ing. Rubén Ocaña Soler, por su confianza y apoyo económico para que este proyecto se realizara.

La Paz, Baja California Sur, México, Febrero de 1995

I. INTRODUCCION

El cultivo de peces marinos en jaulas flotantes, se practica desde hace algunas décadas en Japón, en donde la producción de *Pagrus major* y *Seriola quinqueradiata* es una actividad económica muy importante. En los últimos años se han desarrollado también tecnologías para el cultivo comercial de *Paralichthys olivaceus*, *Fugu rubripes*, *Oplegnathus fasciatus*, *O. punctatus* y *Caranx delicatissimus* entre otras especies de peces marinos.

El desarrollo de tecnología base para el cultivo de peces marinos se inició en los 80's, con los resultados obtenidos en Noruega con el cultivo del salmón en jaulas flotantes. Este antecedente motivó la participación de los piscicultores europeos, quienes evaluaron el potencial de cultivo comercial del seabream y seabass europeos (*Sparus aurata* y *Dicentrarchus labrax*), así como del turbot (*Scophthalmus maximus*) en el Mediterráneo. Este esfuerzo dio como resultado una creciente producción de alto valor comercial, que actualmente se estima en más de 15,000 toneladas métricas anuales (Sorgeloos & Sweetman, 1993).

Como generalmente sucede en los diferentes campos de la producción acuícola, los avances de unos países motivan el desarrollo tecnológico en otros y éste es el caso de algunos países de Asia, donde se cultiva con éxito *Lates calcarifer* y *Epinephelus spp.* en jaulas flotantes (Chua & Teng, 1980; Doi, et al., 1991). La producción en estos países no se da en un marco altamente tecnificado como es el caso de los países europeos, pero no por eso ha resultado menos eficiente.

En Estados Unidos de América la piscicultura marina no esta muy desarrollada si se le compara con el cultivo de otras especies. El único pez marino del cual se tienen referencias de que se cultiva comercialmente en estanques, es *Cyanoops ocellatus*, aunque se encuentra en fase de experimentación el cultivo de otras especies, como el pámpano *Trachinotus sp.*, el dorado *Coryphaena hippurus* y el robalo *Centropomus sp.* (Tucker y Jory 1991).

En Latinoamérica el cultivo de peces marinos se encuentra en niveles primarios, aunque con un enorme

potencial, sobre todo para la región del caribe. En Venezuela, Martinica y Colombia se realiza el cultivo de *Trachinotus carolinus*, *T. goodei*, *T. falcatus*, *Lutjanus analis*, *Epinephelus itajara*, *Mycteroperca bonaci*, *Chaetodipterus faber* (Tucker y Jory 1991).

En México, el cultivo de peces marinos tiene un gran potencial y varias instituciones se han interesado en investigar y promover el desarrollo de sistemas y tecnologías de cultivo aplicables a las especies locales de importancia comercial. El mayor avance se encuentra en la región noroeste del país.

El Gobierno del Estado de Sinaloa a través de CIFSA Consultores, está realizando desde 1990 en Topolobampo, Sin., el cultivo piloto del pargo amarillo *Lutjanus argentiventris* en jaulas flotantes, con la finalidad de probar su factibilidad comercial. El Gobierno del Estado de Sonora inició el cultivo de esta misma especie a finales de 1993 (Rodríguez-Ortega *et al.*, 1994) y realiza además los estudios básicos para el cultivo de *Totoaba macdonaldi* (Barrera-Guevara *et al.*, 1994).

En la península de Baja California se tiene el mayor número de proyectos para el cultivo de peces marinos, algunos a nivel de investigación y desarrollo y otros con un antecedente de aplicación comercial, como es el caso del cultivo de atún en Ensenada, B.C. e Isla de Cedros, B.C.S.

En lo que respecta a investigación básica, además de los trabajos del Centro Regional de Investigación Pesquera, que han dado origen al presente Manual, existen otras importantes investigaciones. El Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas (CICIMAR-IPN) ha realizado estudios sobre la biología y cultivo larval de *Cynoscion parvipinnis*, *Gerres cinereus*, *P. maculatofasciatus*, *Eugerres axillaris*, *Calamus brachysomus* y *Atherinops affinis* (Matus-Nivón *et al.*, 1990). También en la Universidad Autónoma de Baja California Sur y en el Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C., existen grupos de investigación sobre peces marinos.

En mayo de 1990 se inició en el Centro Regional de Investigación Pesquera de La Paz, Baja California Sur, el proyecto de colaboración interinstitucional "Cultivo Intensivo de Peces Marinos de Importancia Comercial", con la participación del Instituto Nacional de la Pesca (INP) y la Agencia de Cooperación Internacional de Japón (JICA), con

objeto de determinar la factibilidad técnica del cultivo de peces marinos en México.

Actualmente, la infraestructura del proyecto comprende una "Unidad de Cultivo Experimental en Jaulas Flotantes" instalada en Bahía Falsa, B.C.S. y una "Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos" en las instalaciones del CRIP-La Paz, donde se ha desarrollado el cultivo experimental de pargo amarillo *Lutjanus argentiventris*, pargo rayado *L. aratus*, pargo colorado ó huachinango *L. peru* y cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus*.

El mayor esfuerzo se ha dedicado a los estudios de factibilidad para el cultivo de la cabrilla arenera *P. maculatofasciatus*, ya que reúne las características biológicas y etológicas deseables y tiene además un alto valor comercial. Los resultados de cinco años de estudios, que comprenden la producción de juveniles en el laboratorio y su engorda en jaulas flotantes, permiten afirmar que se tienen los elementos tecnológicos para desarrollar un cultivo piloto de ciclo completo de esta especie.

La información acumulada en este periodo se resume en el presente Manual, que incluye como temas principales, estudios básicos sobre la biología de la especie y su comportamiento en cautiverio, diseño y operación del sistema de cultivo en jaulas flotantes, diseño y operación de la infraestructura y procedimientos para la producción de semilla, incluido el manejo de reproductores, desove, cultivo de larvas y cultivos de apoyo, y una recopilación sobre tratamientos preventivos y curativos de las enfermedades más comunes en los peces marinos.

La intención de este documento es difundir los conocimientos adquiridos y ponerlos a disposición de profesores, investigadores, técnicos, permisionarios, cooperativistas, pescadores y en general, de todas aquellas personas interesadas en el cultivo de la cabrilla y otros peces marinos, a quienes se pretende ofrecer una alternativa de inversión que apoyaría el desarrollo regional, mediante la producción de alimentos y la generación de empleos y divisas.

II. CARACTERISTICAS DE LA ESPECIE

2.1 BIOLOGIA DE LA ESPECIE

Como la mayoría de los miembros de la familia Serranidae, *Paralabrax maculatofasciatus* carece de una especialización morfológica conspicua. Sin embargo, los miembros de este género se pueden distinguir por su alargada tercer espina dorsal, por su cuerpo y aletas moteadas por manchas difusas de color negro y café que forman seis o siete barras oscuras (Fig. 1). En la base de la aleta pectoral se observan unas manchas oscuras y desde el ojo rojizo corre una barra oscura hacia abajo (Thomson, *et al.*, 1987).



Figura 1. Cabrilla arenera o spotted sand bass *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868)

Bajo condiciones de cultivo, la especie tolera temperaturas de 17 a 31 °C y salinidad de 35-37 ‰ y presenta un buen crecimiento. Es altamente tolerante al manejo y exposición al aire, soporta el hacinamiento; aunque requiere de refugios para aumentar la densidad en la jaula, acepta muy bien el alimento balanceado húmedo, el cual se debe suministrar diariamente.

P. maculatofasciatus no muestra caracteres externos secundarios que permitan la distinción de sexos. Esta especie es hermafrodita protogínica característica generalizada para todos los miembros de la familia, lo que implica una alta proporción de hembras entre los organismos juvenes (21 a 23 cm) y una mayor proporción de machos entre los ejemplares adultos (23 a 29 cm).

Se pueden encontrar hembras en etapa de madurez gonádica desde los 15 cm y ejemplares machos maduros desde los 19 cm. Los ejemplares en transición se observan en todos los tamaños, siendo mayor su frecuencia en las tallas menores de 27 cm. La presencia de estos ejemplares hermafroditas se observa de julio a noviembre, coincidiendo con las temperaturas más altas del agua y una mínima actividad reproductiva (Avilés-Quevedo *et al.*, 1993 a).

2.2 DISTRIBUCION

Paralabrax maculatofasciatus (Steindachner, 1868) es conocida comunmente como cabrilla arenera, cabrilla verde, cabrilla sargacera, spotted sand bass y se distribuye de las costas de Monterey, California a Cabo San Lucas, B.C.S. incluyendo el Golfo de California y Mazatlán, Sin. (Fig. 2); aunque es menos común en la parte Sur del Golfo (Thomson *et al.*, 1987).

En las costas del Pacífico Mexicano se encuentran cinco especies del género *Paralabrax*. En la costa Occidental de la península de Baja California, *P. maculatofasciatus* cohabita con otros ejemplares del mismo género como *P. clathratus*, *P. nebulifer* y ocasionalmente con *P. auroguttatus* (Butler, *et al.*, 1982), y en la costa del Oriental convive con *P. auroguttatus* y *P. loro* (Thomson, *et al.*, 1987).

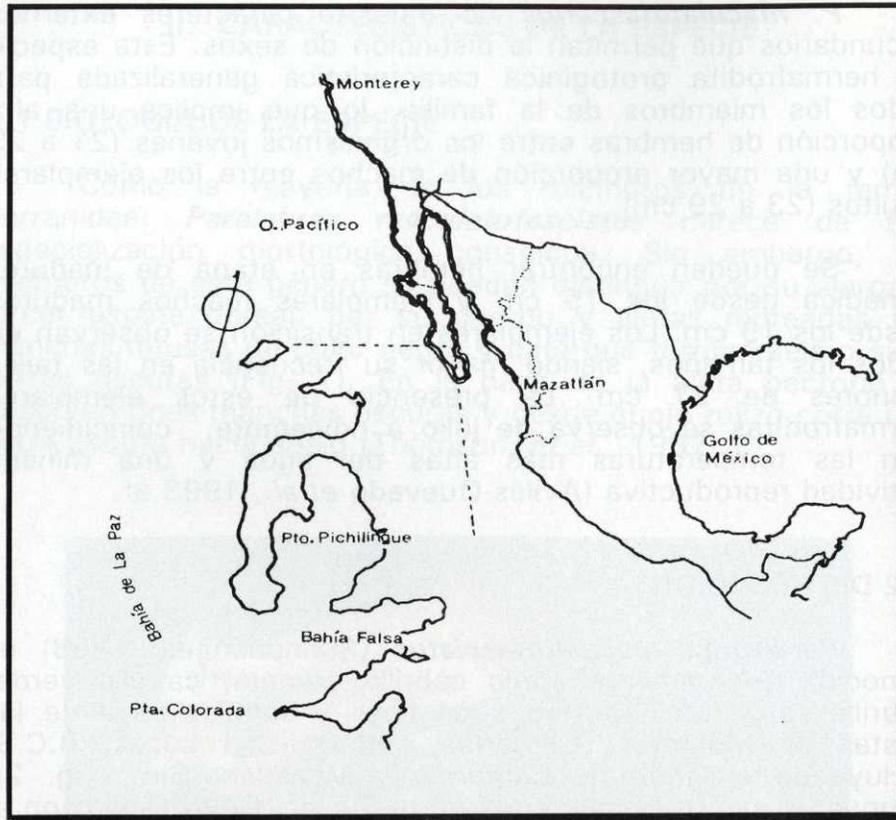


Figura 2. Distribución de *P. maculatofasciatus* y localización de su cultivo en Baja California Sur, México.

2.3 COMPORTAMIENTO Y HABITOS ALIMENTICIOS

La cabrilla arenera prefiere los perfiles arrecifales bajos, próximos a fondos arenosos. Es común encontrar a los juveniles en aguas someras, cercanas a la orilla de las costas de bahías y ensenadas, mientras que los ejemplares más viejos se encuentran hasta profundidades de 600 pies (Butler, *et al.*, 1982).

Esta especie se alimenta durante el día de pequeños peces y crustáceos y es el principal depredador de peces juveniles arrecifales. Es de hábitos reservados, permaneciendo escondido en el fondo cerca de su refugio, pero se desplaza rápidamente cuando sale en busca de su presa. Según Thomson *et al.* (1987) la especie es moderadamente agresiva

en cautiverio y no parece ser altamente territorialista. Poco se conoce acerca de los hábitos de las crías en el Golfo de California, pero los pequeños juveniles aparecen en invierno en la zona de entre mareas, mientras que los adultos y jóvenes grandes se encuentran durante todo el año en la parte norte del Golfo (Thomson *op cit.*).

P. maculatofasciatus es una especie euritérmica que tolera altas temperaturas en verano (32 °C) y sobrevive a los periódicos inviernos extremos de las costas del alto Golfo. Bajo experimentación se ha observado que toleran temperaturas de hasta 7.5 °C, pero en estas condiciones deja de alimentarse (Thomson *et al.*, 1987).

2.4 CICLO REPRODUCTIVO

P. maculatofasciatus presenta muchas ventajas biológicas para el cultivo, como tener una reproducción sincronizada, que permite la obtención de huevos, larvas y alevines casi todo el año a excepción del período de septiembre a noviembre (Fig. 3), coincidiendo con la época en que se registran las temperaturas del agua de mar más altas del año.

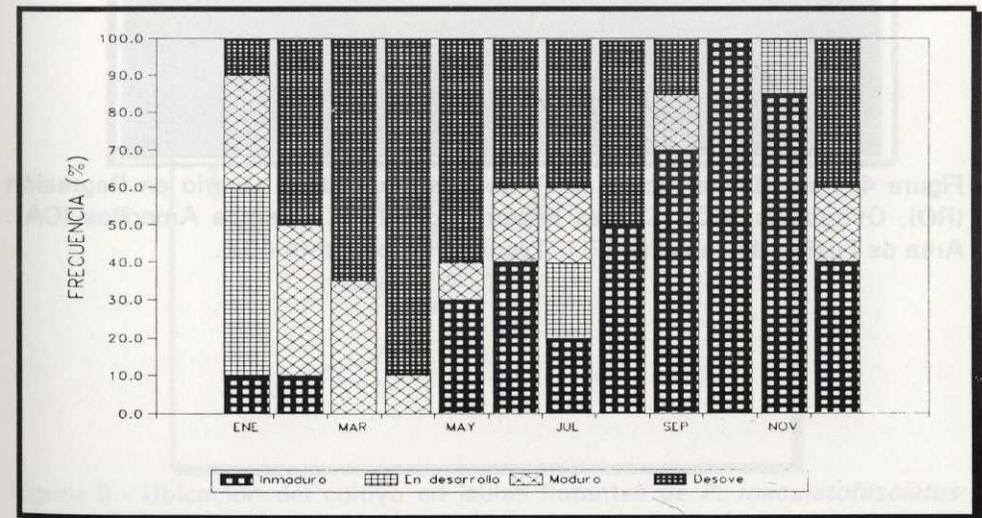


Figura 3. Desarrollo gonádico de *P. maculatofasciatus* durante 1992.

De acuerdo con el análisis histológico, esta especie se encuentra en fase de desove durante casi todo el año; aunque los meses con mayor frecuencia de desoves son de febrero a mayo. En esta época la relación de sexos es de 3:2 (hembra:macho). Posteriormente cuando la temperatura del agua se eleva de 27 a 29.5°C se registra la presencia de ejemplares en transición, organismos con regresión de tejido ovárico y desarrollo de tejido espermático (Fig. 4). Esta temperatura se presenta a partir de julio, observando que disminuye la proporción de hembras a 36%, y aumenta la de los machos a 46%. Los ejemplares en transición representan en ese momento el 18% (Avilés-Quevedo, *et al.*, 1993).

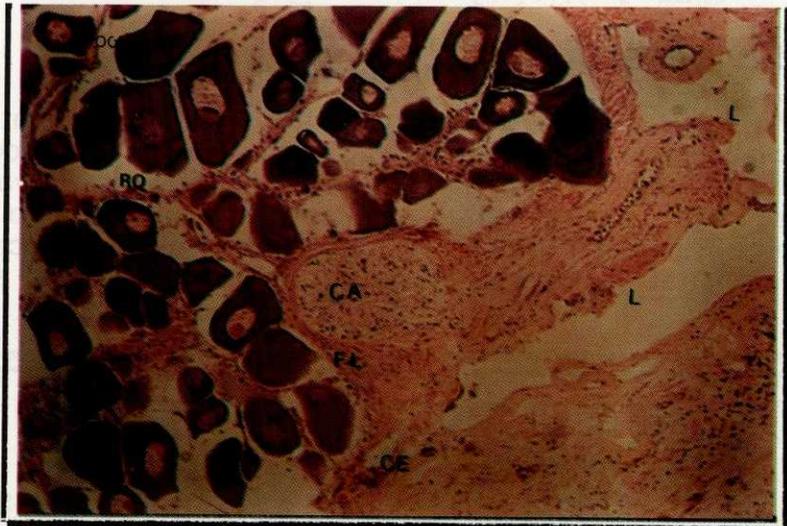


Figura 4. Fase de transición en *P. maculatofasciatus*. Ovario en Regresión (RO). Ovogonias (OO). Criptas Espermáticas (CE). Cuerpos Amarillos (CA). Área de Fusión de Lamellas (FL). Técnica H-E aumento 40X.

III. CULTIVO EN JAULAS FLOTANTES

El cultivo experimental de la cabrilla en jaulas flotantes se inició en 1991 en Baja California Sur, con el trabajo realizado por el CRIP-La Paz en Bahía Falsa, B.C.S. En esa ocasión se colectaron alevines silvestres para usarse como pié de cría. Los resultados indicaron un crecimiento de 2.77 cm/mes y una ganancia en peso de 97.9 g/mes en los primeros seis meses del año, posteriormente este crecimiento disminuyó a 2.33 cm/mes con una ganancia en peso de 76.3 g/mes de agosto a noviembre (Avilés-Quevedo *et al.*, 1993b). Asimismo se observó un período de madurez continuo durante casi todo el año a excepción de septiembre y octubre (Avilés-Quevedo *et al.*, 1993a).

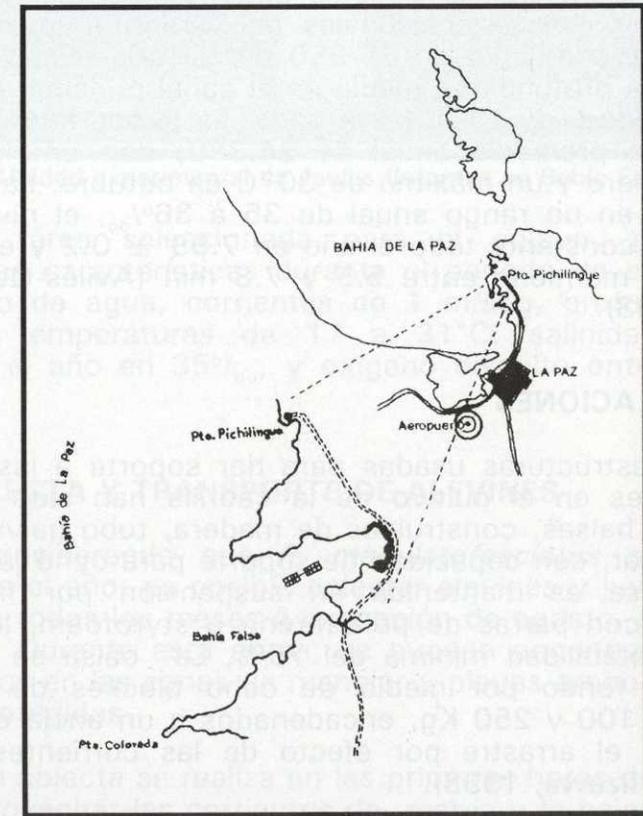


Figura 5.- Ubicación del cultivo en jaulas flotantes de *P. maculatofasciatus* en Bahía Falsa, B.C.S., México.

3.1 DESCRIPCION DEL AREA DE CULTIVO

Las instalaciones para el cultivo en jaulas flotantes se ubican en Bahía Falsa, B.C.S., México (Fig. 5). Este cuerpo lagunar costero se localiza a 3 km al sur del Puerto de Pichilingue y a 14 km de la Ciudad de La Paz, B.C.S. Esta zona presenta buen acceso por carretera y por agua, se encuentra protegida de los vientos dominantes y alejada del canal de navegación del puerto de Pichilingue y de La Bahía de La Paz (Avilés-Quevedo & Izawa, 1993).

Bahía Falsa se caracteriza por ser una laguna costera tipo Karstica, sin barrera física, boca abierta con una longitud aproximada de 1.625 km, con un clima semicálido muy seco, una temperatura ambiente media anual de 28.3°C y mínima de 6°C, con lluvias ocasionales en verano e invierno, una precipitación promedio de 75-350 mm y una evaporación de 276 mm. La profundidad media en el canal principal es de 7-9 m en el fondo y de 13 m en la boca. La temperatura del agua presenta un promedio anual de 24.3°C, con un mínimo de 20°C en enero y un máximo de 30°C en octubre. La salinidad permanece en un rango anual de 35 a 36‰, el nivel de pH permanece constante todo el año en 7.99 ± 0.2 y el oxígeno disuelto se mantiene entre 5.5 y 7.8 ml/l (Avilés-Quevedo & Izawa, 1993).

3.2 INSTALACIONES

Las estructuras usadas para dar soporte a las jaulas o contenedores en el cultivo de la cabrilla han sido unidades flotantes o balsas, construidas de madera, tubo galvanizado o fierro angular, con capacidad de soporte para ocho jaulas (Fig. 6). La balsa es mantenida en suspensión por flotadores, fabricados con barras de poliestireno o styrofoam, los cuales dan una flotabilidad mínima del 75%. La balsa se mantiene anclada al fondo por medio de ocho blockes de concreto armado de 100 y 250 Kg, encadenados a un ancla o grampín para evitar el arrastre por efecto de las corrientes (Avilés-Quevedo & Izawa, 1993).



Figura 6. Unidad experimental de Jaulas flotantes en Bahía Falsa, B.C.S.

El área seleccionada para el cultivo, presentó las siguientes características durante el período de estudio, buen recambio de agua, corrientes de 1 m/seg, profundidad de 9 metros, temperaturas de 17 a 31°C, salinidad constante durante el año en 35‰, y oxígeno disuelto entre 5.5 a 7.8 ml/l.

3.3 COLECTA Y TRANSPORTE DE ALEVINES

Considerando que *P. maculatofasciatus* se reproduce casi todo el año, es posible colectar alevines y juveniles de 10 a 15 cm todos los meses a excepción de agosto, septiembre y octubre. Durante esta etapa, se pueden encontrar a las crías refugiadas en las zonas de manglar y playas areno-fangosas de áreas protegidas.

La colecta se realiza en las primeras horas de la mañana, para aprovechar las corrientes de marea y la baja temperatura ambiente de esas horas. La captura se realiza con trampas y redes de arrastre (Fig. 7).

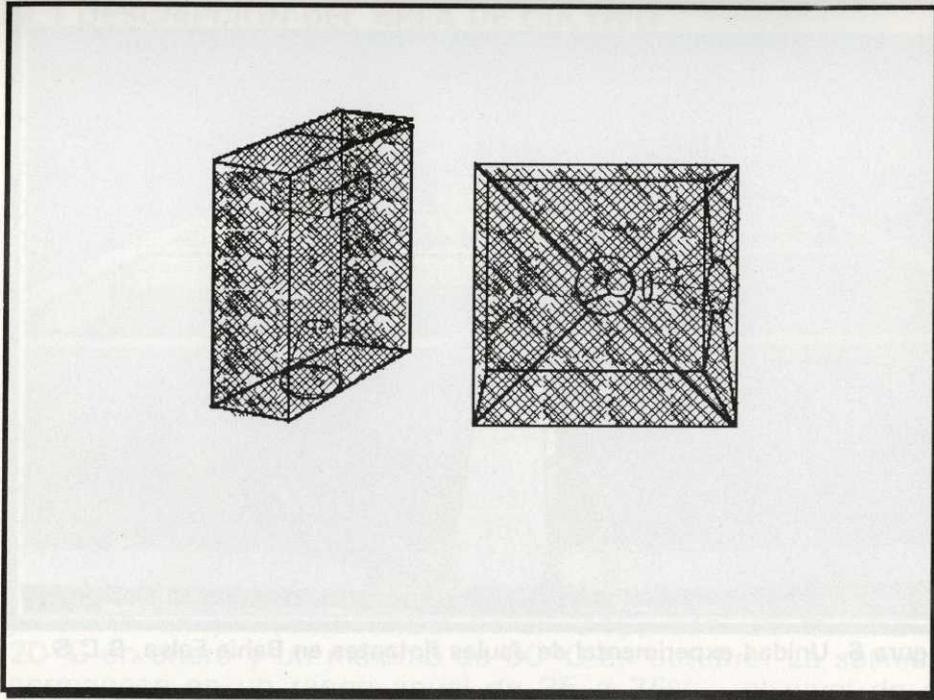


Figura 7. Artes utilizadas en la captura de juveniles.

El transporte se efectúa por agua, con ayuda de una embarcación equipada con un vivero de 1000 litros, adaptado para que durante el viaje se realice intercambio de agua. Para el transporte por tierra se cuenta con un depósito cilíndrico de 1000 litros, equipado con válvula de drenaje y tapa con entrada para un difusor de aire.

La densidad de transporte varía de acuerdo al tamaño de los peces, pudiéndose de esta forma transportar alevines de 5 cm a densidades de 10 organismos/litro o alevines de 3 cm a densidades de 20 organismos/litro.

3.4 ACLIMATACION

Es normal que durante la captura, algunos peces sufran escoraciones y pérdida de escamas. Para evitar infecciones se utiliza un baño del antibiótico **Acriflavine** m.r. (marca registrada) en proporción de 10 ppm por 1/2-1 hora, y para el transporte se usa **Nitrofurazona** m.r. en proporción de 10 ppm. Una vez que los peces llegan a la balsa, estos deben de confinarse en una jaula, en donde permanecen en observación

que están lastimados o tienen un comportamiento extraño y no aceptan el alimento. Dos semanas después los peces son seleccionados por tamaños y se distribuyen en las jaulas para su cultivo.

3.5 DENSIDAD DE CULTIVO

La densidad de cultivo se determina por la profundidad, área y velocidad de intercambio del agua en la jaula de cultivo y depende tanto del tamaño y peso del pez, como del comportamiento y hábitos de la especie (Cuadro 1).

Cuadro 1. Producción de diferentes peces marinos cultivados en jaulas flotantes.

Especie	Biomasa		Dimensiones de la jaula (m)
	(1) Kg/m ³	(2) Kg/m ²	
<i>Seriola quinqueradiata</i>	20 (1)		8 x 8 x 7
<i>Paralichthys olivaceus</i>	2-15 (2)		* 3-10 x 0.9-1.2
<i>Oncorhynchus kisutch</i>	0.17-0.25	org/m ³	13 x 13 x 10
<i>Pagrus major</i>	15-20 (1)		5 x 5 x 5
<i>Epinephelus salmoides</i>	41.4 (1)		3 x 3 x 2
<i>Trachinotus carolinus</i>	44.7 (1)		
<i>Lutjanus argentimaculatus</i>	40 (2)		3 x 3 x 2
<i>Lates calcarifer</i>	25 (2)		3 x 3 x 2

* tanque de concreto circular o cuadrangular.

Cuando la especie tiene hábitos gregarios y forma cardúmenes, se puede cultivar en toda la columna de agua, entonces la densidad se maneja en número de organismos/m³ o en kilogramos/m³, mientras que en las especies de hábitos bentónicos que tienden a buscar refugios como *P. maculatofasciatus*, la densidad de cultivo se maneja en número de organismos/m².

En el cultivo de la cabrilla la densidad varía de 100 a 200 peces/m² en la etapa de engorda y de 50 a 100 peces/m² durante la engorda y hasta la etapa de cosecha (cuadro 2).

Cuadro 2. Protocolo de densidad para el cultivo de *P. maculatofasciatus*, en jaulas flotantes.

Tiempo (meses)	Longitud Total (cm)	Densidad (org/m ²)	Luz de malla (mm)	Tamaño de jaula (m)
0	3-5	200-300	2	1 x 1 x 1
2	5-10	100-200	8	3 x 3 x 2
4	10-15	100	8-12	3 x 3 x 2
6	15-20	100	12	3 x 3 x 2
7	20-25	50-100	25	3 x 3 x 2
8-11	25-30	50	40-50	5 x 5 x 3

La densidad de cultivo se puede incrementar considerablemente utilizando refugios artificiales. Las investigaciones de Chua y Teng (1980), muestran que la producción de *Epinephelus suillus* (Maxwell) se puede mejorar en un 230%, si se incrementa el espacio con refugios artificiales a 251 cm³/pez, mejorando la calidad del alimento y utilizando hormonas para el crecimiento.

3.6 ALIMENTACION

Para el cultivo de la cabrilla se utilizó como alimento, en la primera etapa, lisa, calamar, sardina o macarela descongelada y picada en trozos pequeños, actualmente se utiliza un alimento balanceado húmedo, con un costo estimado en N\$ 4.20 por Kilogramo. La dieta se elabora con la fórmula descrita en el Cuadro 3, y en el Cuadro 4 se muestran las cantidades de alimento suministradas por día.

Cuadro 3. Composición de la dieta para cabrilla, pargo y robalo cultivado en jaulas flotantes.

Componente	Porcentaje
Pescado fresco	40.0
Harina de pescado	39.0
Calamar fresco	10.0
Vitaminas *	1.5
Compuesto de minerales	0.5
Aceite de hígado de calamar **	5.0
Alginato de sodio	1.5
Maicena	1.5
Antioxidante y antiséptico	1.0

* Geymix plus concentrado, m.r. ** "Riken Feed Oil Ika", Riken Vitamin Co. Ltd. Tokyo, Japón.

Una vez que se ha preparado el alimento se puede conservar en refrigeración hasta por una semana, siempre que se incluyan las vitaminas unas horas antes de utilizarlo. El alimento así preparado se suministra diariamente, en una proporción estimada de acuerdo a la biomasa total de peces/jaula, como se muestra en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Programa de alimentación para la engorda de cabrilla en jaulas flotantes.

Tiempo de cultivo (meses)	Peso medio/pez (g)	Número de peces/jaula (3x3x2 m)	Ración de alimento (%)	Consumo total/día (kg)
0	15	1000	10	1.5
1	50	1000	8	4.0
2	120	900	5	5.4
3	200	800	4	6.4
4	300	600	4	7.2
5	400	600	3	7.2

En relación al cuadro anterior se estimó el gasto promedio de alimento por mes, de acuerdo al siguiente cálculo:

Tiempo de cultivo (meses)	Consumo (kg x 30 días)	Consumo total (kg)
1	1.5	45
2	4	120
3	5.4	162
4	6.4	192
5	7.2	216
6	7.2	216
Total:	31.7	951

Con lo anterior, se estima que con 951 Kg de alimento se pueden producir 240 Kg de biomasa, equivalentes a 600 peces de 400g por jaula de 3 x 3 x 2 m, en un período de seis meses de cultivo.

Cuando el objetivo es hacer cultivos de un año o mantener un stock de reproductores la cantidad de alimento a suministrar disminuye a 1-2% de la biomasa total.

3.7 CAMBIO DE JAULAS

En el cultivo de peces marinos, un factor muy importante a observar es la calidad del agua. La disponibilidad de una excelente calidad del agua y de un buen alimento, garantiza al piscicultor una buena calidad de producción. Por lo que el monitoreo de los parámetros físico-químicos del agua debe ser una rutina diaria, la cual permitirá prever algunas anomalías en los animales bajo cultivo.

Asegurar una buena calidad del agua en los cultivos de peces en jaulas flotantes, depende básicamente de la selección del área de cultivo y de la periodicidad con que se realice la limpieza de las jaulas. Uno de los principales problemas en los sistemas de cultivo en jaulas flotantes en aguas tropicales, es el rápido crecimiento de organismos incrustantes en el paño de la red de la jaula y en las unidades flotantes. El paño de la red puede engrosarse rápidamente por el crecimiento de tunicados, algas, balanus, mejillones, madreperlas, concha nácar y otros organismos epibiontes, los cuales bloquean el libre flujo de agua que incide sobre la jaula, afectando el intercambio de agua, el cual es necesario para remover o eliminar los desechos metabólicos y restos de alimento en la jaula.

El tiempo de cambio de las jaulas varía de acuerdo a la estación del año, por ejemplo, en la Bahía de La Paz, durante los meses de verano se observa una mayor producción de algas y de organismos epibiontes que se incrustan en las redes, deteniendo el flujo de agua hacia la jaula, por lo que en estas fechas el cambio de jaulas es más frecuente, mientras que en los meses de invierno el cambio de jaulas puede prolongarse hasta tres meses.

El cambio de jaula no solo permite que el pez tenga mejor calidad de agua sino que también sirve para realizar la selección de tallas, que asegura la uniformidad en el desarrollo de los peces.

A cada grupo de peces, con talla uniforme le corresponde un tamaño de malla de acuerdo al protocolo del Cuadro 5.

Cuadro 5. Relación del tamaño del pez con el tamaño de la malla.

Etapa de crecimiento	Tamaño del pez (cm)	Tamaño de malla (mm)
Alevín	5-10	1-2
Juvenil temprano	10-15	6-8
Juvenil	15-20	6-8
Adulto temprano	20-25	25
Adulto	25-30	25

3.8 CRECIMIENTO

En cada cambio de jaula, se realiza biometría de los peces, para evaluar su crecimiento bajo condiciones de cultivo. Las medidas tomadas son: peso total (en gramos), longitud total y longitud patrón (en centímetros). Asimismo se hacen observaciones *in vitro* de la madurez gonádica, por medio del manejo manual o por canulación.

El patrón de crecimiento, bajo condiciones de cultivo, de *P. maculatofasciatus*, ajustado al modelo de Von Bertalanffy (1938) con un factor de correlación $r^2 = 0.977$, se representa con la ecuación

$$L_t = 41.968 [1 - e^{-0.0835(t-0.399)}]$$

En donde:

L_t = Longitud total en centímetros, a la edad t
 t = Edad en meses.

En la figura 8 se representa gráficamente el crecimiento de *P. maculatofasciatus* cultivados en jaulas flotantes en Bahía Falsa, B.C.S., bajo un régimen de temperatura anual de 17 - 32 °C. En la gráfica se muestra que esta especie puede alcanzar el tamaño comercial de 25 cm a los 10 meses de edad (punto C), esto equivale a un período de cultivo de siete meses (puntos B - C) cuando se inicia la preengorda con peces de 10 cm; pero cuando la preengorda se inicia con alevines producidos en laboratorio (tamaño promedio de 6.7 cm y edad de 2 meses) el período de cultivo se prolonga hasta 8 meses (puntos A-C).

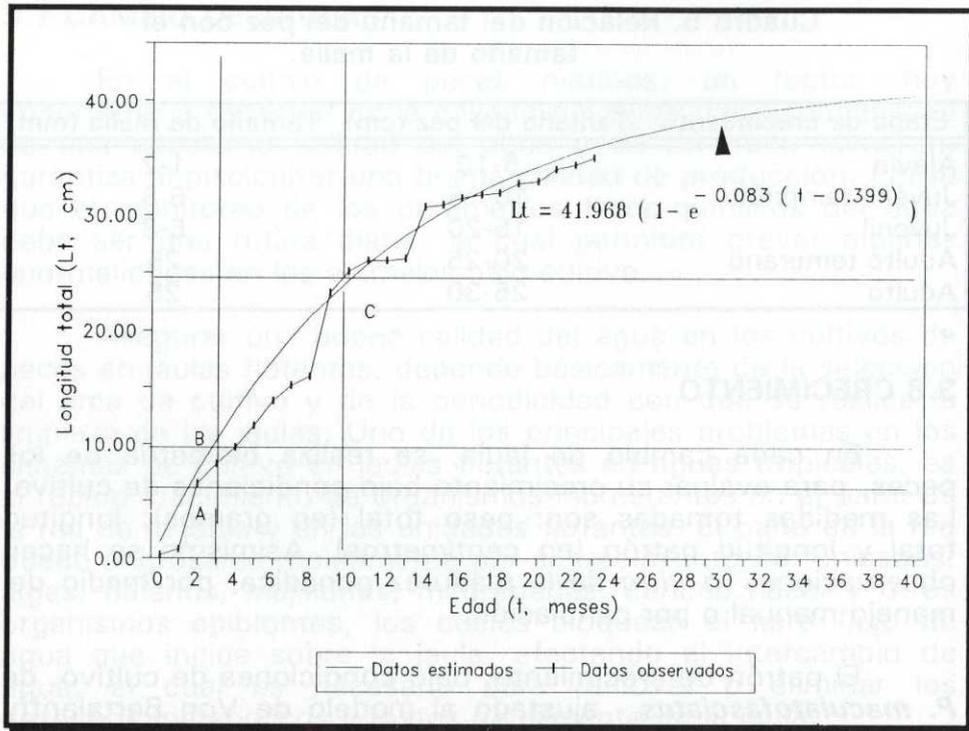


Figura 8. Patrón de crecimiento de *Paralabrax maculatofasciatus* cultivados en jaulas flotantes en la Unidad experimental del CRIP-La Paz.

En la realización de este trabajo se contó con varias deficiencias, producto de la falta de personal y de la oportuna administración del alimento. Toda vez que estos peces se alimentaron una sola vez al día, cinco veces por semana, es decir que sábados y domingos no se les proporcionó ningún alimento. Sin embargo, los resultados obtenidos son buenos, mostrando con ello que la especie seleccionada es noble y capaz de tolerar el cautiverio.

Es posible que mejorando las condiciones de cultivo y proporcionando el alimento en tres o cuatro raciones por día, optimizando con ello el alimento, se incremente la tasa de crecimiento de los ejemplares bajo cultivo y se reduzca el tiempo de cultivo en que se alcanza el tamaño comercial de 25-30 cm.

Los resultados de las biometrías, tanto de peces cultivados como de ejemplares silvestres indicaron una mejor

condición para los peces bajo cultivo, ya que presentaron un peso mayor para peces del mismo tamaño, como se muestra gráficamente en la figura 9.

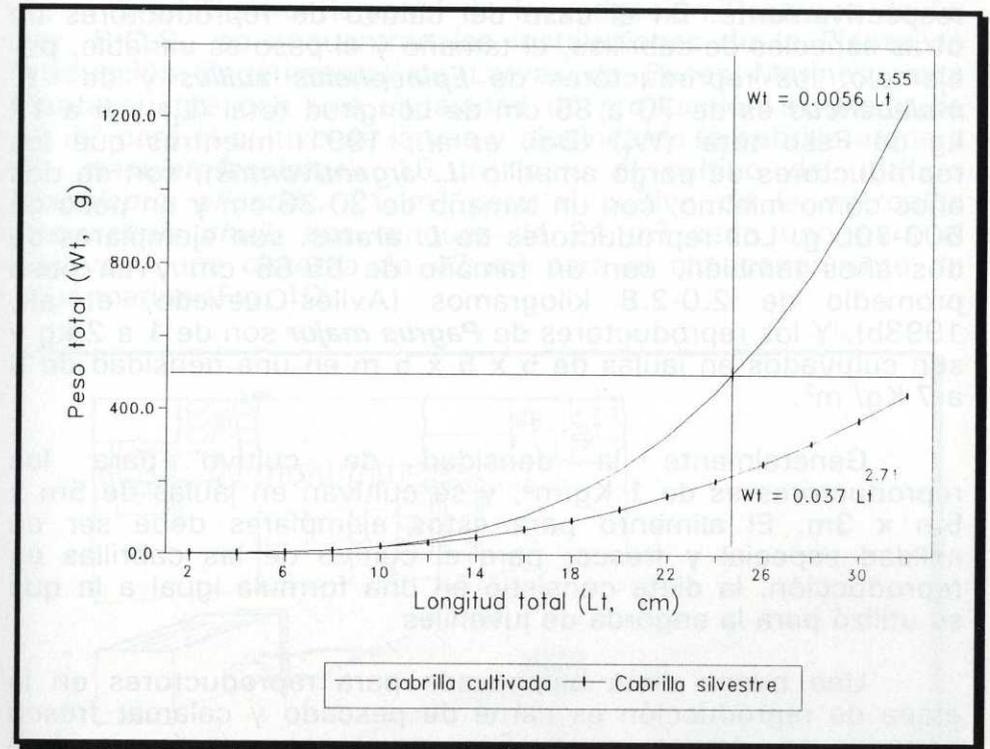


Figura 9.- Relación Longitud-Peso de *Paralabrax maculatofasciatus* a)- bajo condiciones de cultivo en jaulas flotantes y b)- libres en su habitat natural.

3.9 CULTIVO DE REPRODUCTORES

El cultivo de reproductores, consiste en el mantenimiento de un stock de ejemplares de más de dos años de edad, que por sus cualidades morfométricas fueron seleccionados como progenitores. Las características más sobresalientes para la selección de los reproductores son: crecimiento rápido, tolerancia al manejo (domesticación), resistencia a las enfermedades, buena forma y coloración.

El peso de los ejemplares varía según las características del sexo y de la especie. Por ejemplo, para los reproductores

de *P. maculatofasciatus* que se cultiva en la Unidad Experimental de Jaulas Flotantes del CRIP-La Paz, el tamaño de las hembras es de 25-30 cm y de 35-40 cm los machos, el peso promedio para estos ejemplares es de 800 g y 1,800 g respectivamente. En el caso del cultivo de reproductores de otras especies de cabrillas, el tamaño y el peso es variable, por ejemplo: los reproductores de *Epinephelus suillus* y de *E. malabaricus* es de 70 a 85 cm de Longitud total (L_T) y 6 a 12 kg de Peso total (W_T) (Doi, *et al.*, 1991) mientras que los reproductores de pargo amarillo (*L. argentiventris*), son de dos años como mínimo, con un tamaño de 30-36 cm y un peso de 500-700 g. Los reproductores de *L. aratus*, son ejemplares de dos años también, con un tamaño de 55-65 cm y un peso promedio de 2.0-2.8 kilogramos (Avilés-Quevedo, *et al.*, 1993b). Y los reproductores de *Pagrus major* son de 1 a 2 kg y son cultivados en jaulas de 5 x 5 x 5 m en una densidad de 5 a 7 Kg/ m³.

Generalmente la densidad de cultivo para los reproductores es de 1 Kg/m³, y se cultivan en jaulas de 5m x 5m x 3m. El alimento para estos ejemplares debe ser de calidad especial y fresco; para el cultivo de las cabrillas en reproducción, la dieta consistió en una formula igual a la que se utilizó para la engorda de juveniles

Una buena dieta balanceada para reproductores en la etapa de reproducción es carne de pescado y calamar fresco cortado en trozos, pequeños crustaceos (eufasciacidos) enteros, y un complemento de vitaminas y minerales. La cantidad de alimento que se proporciona es del 1 al 2 % de la biomasa total de la jaula por una sola vez al día.

El cultivo de estos organismos deberá estar en el lugar con mayor circulación de agua y retirados de la zona de circulación marítima.

IV. PRODUCCION DE SEMILLA

4.1 INSTALACIONES

En el Centro Regional de Investigación Pesquera de La Paz, B.C.S., se encuentran las instalaciones de la Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos, esta Planta cuenta con una capacidad de producción instalada de 10 m³ para el cultivo de larvas y alevines de la cabrilla arenera (*P. maculatofasciatus*), 16 m³ para el cultivo del rotífero *Brachionus plicatilis*, 21 m³ para el cultivo de la microalga *Tetraselmis chuii*, dos tanques de 24 m³ cada uno para el desove y una cisterna de 42 m³ para el almacenamiento de agua marina (Fig. 10).

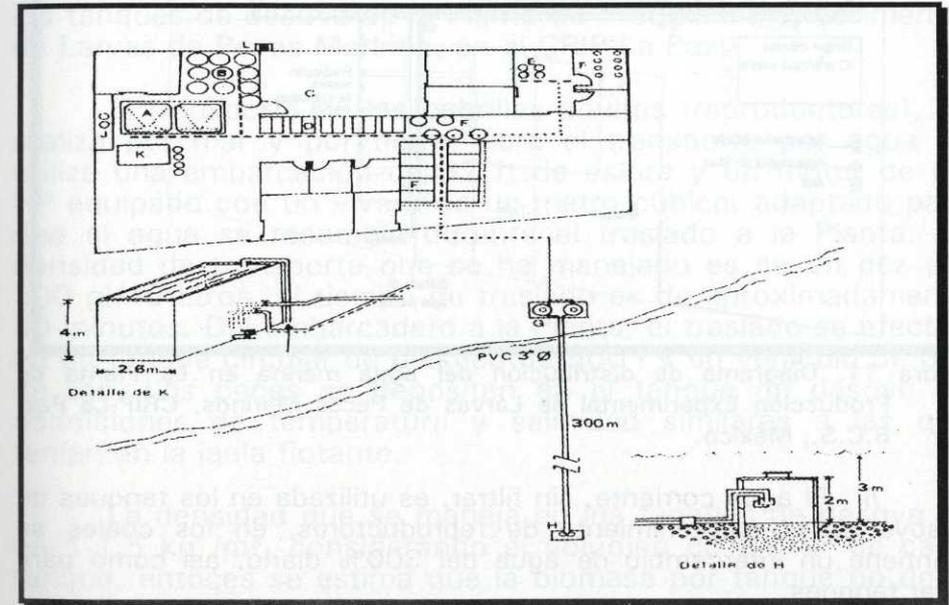


Figura 10. Esquema general de la planta de Producción Experimental de larvas de Peces Marinos en el CRIP-La Paz, Baja California Sur, México; A) Tanques desove, B) Cultivo larvas, C) Preparación alimento, D) Cultivo rotíferos, E) Eclosión *Artemia*, F) Cultivo microalgas, G) Bombas, H) Toma de agua, J) Filtros, K) Cisterna agua marina, L) Sopladores.

El abastecimiento de agua marina para la Planta, se toma del canal de La Ensenada de La Paz a través de dos mangueras de PVC flexibles de 3" de diámetro. El agua marina es

bombearse a la cisterna por dos bombas de 3 HP, que funcionan alternadamente una cada semana. De la cisterna, el agua se distribuye a todas las áreas de la Planta por tubos de PVC hidráulico, cédula 40 de 2" (Fig. 11) y dependiendo de su utilización el agua pasa a través de los siguientes tratamientos:

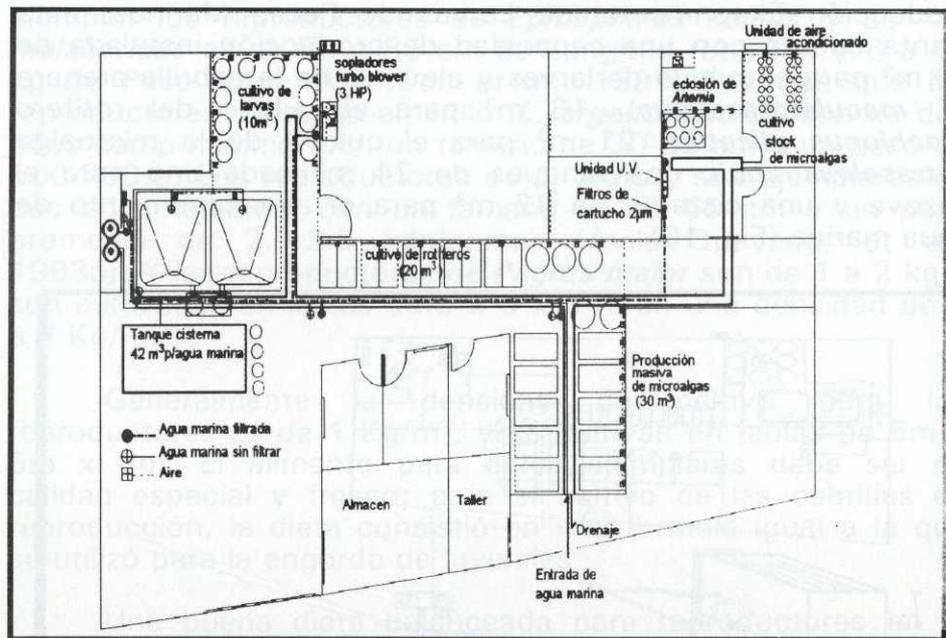


Figura 11. Diagrama de distribución del agua marina en La Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos, CRIP-La Paz, B.C.S., México.

i) El agua corriente, sin filtrar, es utilizada en los tanques de desove en el mantenimiento de reproductores, en los cuales se mantiene un intercambio de agua del 300% diario, así como para lavar tanques.

ii) El agua filtrada pasa por dos filtros de arena sílica, cuando se utiliza en los cultivos de larvas, alevines, rotíferos y producción masiva de microalgas. Cuando se usa en cultivos de microalgas axénicos en el laboratorio (cultivos básicos e intermedios), el agua marina es filtrada por dos filtros de cartucho con capacidad de filtrado de 10 micras pasando además, por dos unidades de luz UV.

El sistema de aeración consiste en dos sopladores turbo blower de 3 HP, de uso alternado (uno cada semana) y de una red distribución de tubería PVC de cédula 40 de 2" con

reducción a 1/4" en la salida. En los tanques de cultivo, el aire se distribuye por difusores de piedra de 5".

4.2 DESOVE

4.2.1 MANEJO DE REPRODUCTORES

Cuando los ejemplares de *P. maculatofasciatus* han alcanzado la edad adulta en la Unidad de Cultivo Experimental en Jaulas Flotantes y tienen un tamaño mayor a los 25 cm, un peso de 400 a 800 g y presentan un desarrollo gonádico avanzado, entonces se seleccionan a aquellos que presentan las mejores cualidades de forma, color y tamaño, separándose en hembras y machos, para posteriormente ser trasladados a los tanques de desove de la Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos, en el CRIP-La Paz.

El transporte de las cabrillas adultas (reproductores), se realiza por mar y por tierra, para el transporte por agua se utiliza una embarcación de 32 ft de eslora y un motor de 60 HP equipado con un vivero de un metro cúbico, adaptado para que el agua se recambie durante el traslado a la Planta. La densidad de transporte que se ha manejado es de un pez (de 500 g)/10 litros, el tiempo de traslado es de aproximadamente 30 minutos. Del embarcadero a la Planta, el traslado se efectúa en un tanque circular de plástico de 500 l y un vehículo de 3/4 de ton. Los peces se depositan en el tanque de desove en condiciones de temperatura y salinidad similares a las que tenían en la jaula flotante.

La densidad que se maneja en los tanques de desove es de 1-1.5 kg /m³, considerando el volumen de 24 m³ de cada tanque, entonces se estima que la biomasa por tanque no debe ser mayor de 36 kg.

En la Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos del CRIP-La Paz, el alimento de los reproductores se elaboró de acuerdo a la fórmula detallada en el Cuadro 1 y se suministró diariamente en una proporción del 1% de la biomasa.

El manejo del sistema de los tanques de desove consiste en el mantenimiento de una buena calidad del agua. Para ello se cuenta con un flujo abierto de agua de mar sin filtrar,

durante las 24 horas del día. Entre las 17:00 pm y las 8:00 am, tiempo en que se efectúa el desove, el drenaje es superficial y el cambio del agua es del 200 - 300%, un flujo mayor podría dañar los huevos, (Fig. 12). Después de las 8:00 am y hasta las 15:00 pm el drenaje del tanque se realiza por el fondo con un flujo de agua de mar de 400 - 500% para mejorar el recambio y eliminar los sedimentos acumulados en el fondo. Además de incrementarse el flujo de agua para mejorar la calidad y limpiar el fondo, también se sifonea todos los días para eliminar aquellos desechos que no son arrastrados al drenaje, asimismo se revisan los peces y eliminan los ejemplares dañados o enfermos.

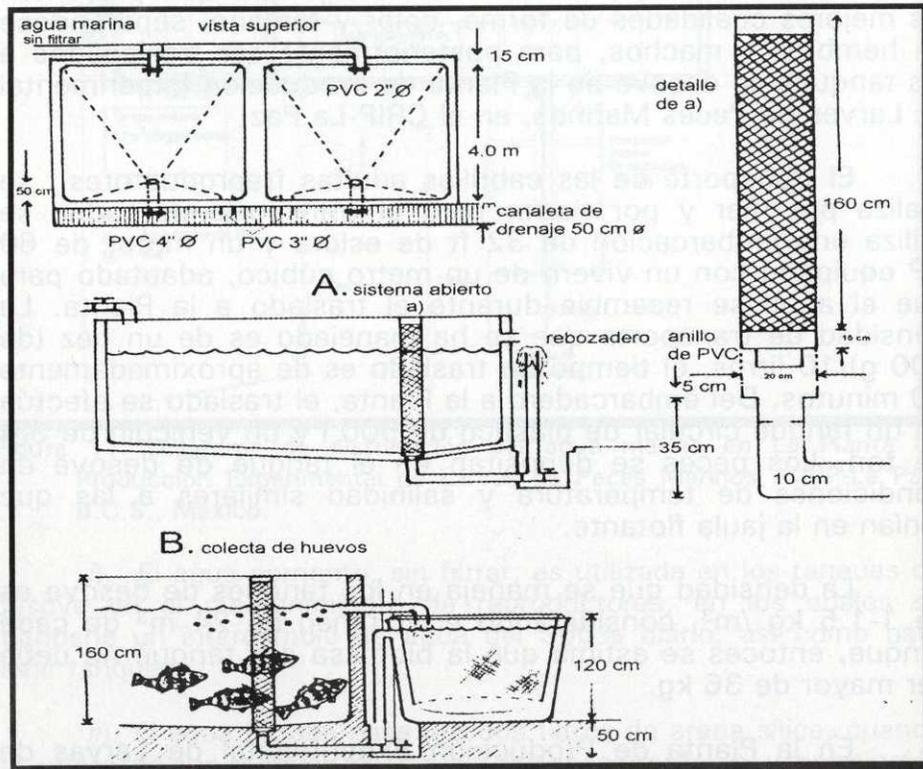


Figura 12. Esquema de funcionamiento del tanque de desove A) Sistema abierto con recambio de agua del 400-500% por día, nótese el drenaje de fondo, B) Colecta de huevos, con recambio del 200-300% por día, nótese que el drenaje es superficial.

Como se mencionó en el capítulo 1, sobre la biología de la especie, *P. maculatofasciatus* presenta hábitos crepusculares en la alimentación y en la reproducción. Igual comportamiento

presentaron los ejemplares mantenidos bajo cultivo en los tanques de desove, en donde se observó el cortejo reproductivo.

Durante el día, fue común observar a los organismos en el fondo del tanque, con un comportamiento pasivo, casi inmóvil, en donde la mayoría de los ejemplares de 25-30 cm permanecieron agrupados en torno a la malla de drenaje, mientras que en las esquinas se agrupaban de seis a ocho ejemplares de 20-25 cm (hembras) rodeando a un solo ejemplar grande (macho), generalmente agresivo con los miembros de los otros grupos. El cortejo reproductivo se inicia con el crepúsculo, cuando empiezan a nadar en círculos cerca de la superficie.

4.2.2 DESOVE Y MANEJO DE HUEVOS

La producción de huevos se estima diariamente después de las 7:30 am de acuerdo a la siguiente metodología:

- ◆ 7:30 am Se registra la temperatura del agua, la salinidad y el pH.
- ◆ 7:35 am Se cierra el flujo de agua superficial para que el tanque de desove drene por el fondo.
- ◆ 7:40 am Se inicia el drenaje del tanque receptor, en donde se recibió el producto del desove. Los huevos colectados durante la noche, se encuentran confinados en una bolsa de tela negra con un tamaño de luz de malla de 300 micras. Con mucho cuidado y un chorro suave de agua marina, los huevos son arrastrados hasta el fondo de la bolsa, en donde se acumulan para ser vertidos rápidamente en el acuario en donde se contarán.
- ◆ 7:55 am Los huevos son vertidos en un acuario de acrílico en un volumen conocido (20 litros). Se le pone un poco de agua al acuario antes de recibir los huevos, para que éstos siempre se encuentren cubiertos de agua. Una vez vaciados todos los huevos en el acuario, éste es aforado a 15 o 20

litros, dependiendo de la densidad de huevos de ese día. Inmediatamente se introduce un difusor de aire para que se distribuyan uniformemente los huevos en el acuario.

- ◆ **8:10 am** Una vez que se han distribuido todos los huevos en la columna de agua, se procede a tomar diez muestras de 2 ml cada una, con una pipeta serológica de 10 ml. La muestra de 2 ml se vierte en un vidrio de reloj en donde se cuentan los huevos viables y los huevos muertos (estos se reconocen porque son de color blanco y se van al fondo).
- ◆ **8:25 am** Al terminar el primer conteo se quita el difusor de aire y se deja en reposo por unos 15 a 25 minutos, para que los huevos viables floten a la superficie, y los huevos muertos y otros desechos metabólicos se precipiten. Mientras tanto se prepara un segundo acuario con las mismas características del primero, agregándole cuatro litros de agua de mar limpia, la cual se oxigena profusamente colocándole un manguera con un difusor de aire. Posteriormente se procede a recoger suavemente los huevos que se encuentran en la superficie del primer acuario, procurando no revolver el material sedimentado.
- ◆ **8:50 am** Los huevos viables son colocados suavemente en el segundo acuario y posteriormente se afora a un volúmen conocido (de 15 o 20 litros) dependiendo de la densidad de huevos producidos ése día, procediéndose a contar de la misma manera que en el primer caso.
- ◆ **9:00 am** Con los datos del último conteo, se calcula matemáticamente el promedio y se extrapola al volúmen conocido del acuario. Una vez que se conoce la cantidad de huevos viables, se estima el número de tanques de cultivo de larvas que se va a utilizar.
- ◆ **9:15 am** Con el objetivo de estimar el porcentaje de eclosión, se toman dos muestras de 100 huevos, cada una

se coloca en un vaso de precipitado de vidrio de 1 litro. Estos vasos se suspenden en el tanque de colecta de huevos, para mantener las muestras en las mismas condiciones de temperatura de los ejemplares desovantes. La estimación del porcentaje de eclosión se realizará 24 horas después, cuantificándose larvas y huevos no eclosionados.

- ◆ **9:20 am** Finalmente se lava el tanque y las mallas de colecta, así como todo el material que se utilizó, dejándose preparado para el día siguiente.

El desove de *P. maculatofasciatus* se efectúa entre las 17:30 y 20:45 hrs. en los meses de diciembre a junio cuando la temperatura del agua es de 20 a 23°C y de julio a noviembre desova entre las 21:50 y las 22:00 hrs. cuando la temperatura del agua es mayor de 25 °C.

El período reproductivo de *P. maculatofasciatus* en las costas de Baja California Sur, al igual que *Epinephelus suillus* de las costas de Malasia, es uno de los más prolongados (diez meses) en relación al período reproductivo de otros géneros de la misma familia, como *E. tauvina* de Singapur, que desova alrededor de agosto, *E. dakanthus* desova de abril a mayo en Taiwan, *E. akaara* desova de julio a septiembre en Japón y de abril a junio en Hong Kong y *E. malabaricus* desova de septiembre a noviembre en Tailandia (Doi, *et al.*, 1991), *E. salmoides* y *E. microdon* desovan de abril a junio en Okinawa, Japón al igual que *Plectropomus leopardus* en las Islas Yaeyama, Japón (Shokita, *et al.*, 1991).

La producción estimada de huevos de *P. maculatofasciatus*, por hembra, fue mayor en los primeros meses del año (Fig. 13). Esta producción presentó una clara tendencia a disminuir con el incremento de la temperatura (Cuadro 6). La máxima producción promedio de huevos por día para esta especie fue de 5,790 para ejemplares maduros de 161.87 g y 22.5 cm de longitud total.

El porcentaje de huevos fértiles se mantuvo en un rango de 80.47 a 95.54, observándose una buena calidad de huevos en relación al tiempo en que la larva tardó en consumir el

vitelo. Este tiempo varia de tres días en invierno-primavera a dos días en verano-otoño.

4.3. INCUBACION

Una vez estimado el número de huevos producidos, estos se colocan en tanques de fibra de vidrio de 1-3 m³, en una densidad de 50 huevos por litro en agua de mar filtrada y una ligera aeración. En estos tanques se efectúa la incubación y crianza de larvas. El tiempo de incubación varía dependiendo de la temperatura del agua, de manera que a 20.2-23.7 °C el huevo eclosiona en 20.5 horas y a 26.6-29.4 °C el huevo eclosiona en 12.5-13 horas (Cuadro 6); asimismo se observa un efecto directo del porcentaje de eclosión con la temperatura, presentando un 78.47% de huevos eclosionados cuando la temperatura fue de 20.41°C en enero y 98.18% en septiembre, cuando se registró la temperatura promedio mensual más alta (29.45°C).

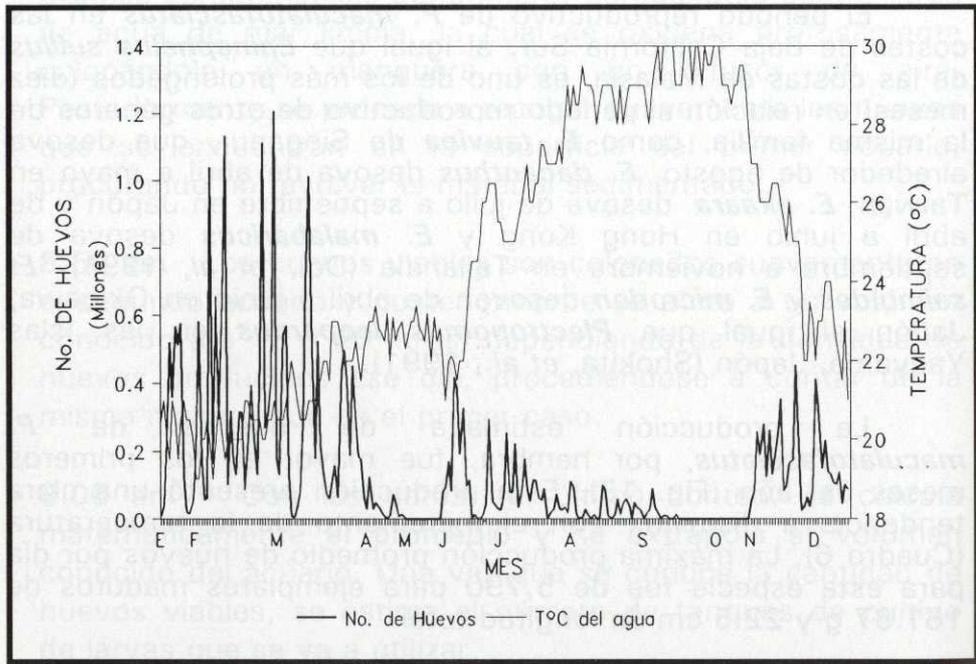


Figura 13. Producción diaria de huevos de *Paralabrax maculatofasciatus* en tanques de 24 toneladas en la Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos del CRIP-La Paz, durante 1994.

El tamaño de los huevos también se ve afectado por la temperatura, observándose que en los meses de invierno-primavera a temperatura menor de 22.8°C, el diámetro del corión tiene un promedio mayor a 0.880 ± 0.13 mm, mientras que en los meses cálidos de verano-otoño, con temperatura arriba de 23.7 °C, el diámetro del huevo disminuye hasta un promedio de 0.785 ± 0.001 mm (Cuadro 6).

Cuadro 6. Producción promedio de huevos de cabrilla *Paralabrax maculatofasciatus* en relación con la temperatura, durante 1994.

Mes	Producción huevos/día	Díámetro del huevo (mm)	Hora de desove	Tiempo de eclosión	% de eclosión	T°C	S°/oo
Ene	252,642	$0.888 \pm .021$	17:30	20.5 hr.	78.47	20.4	37.6
Feb	399,494	$0.901 \pm .109$	18:00	20.0	87.85	20.2	37.5
Mar	270,579	$0.895 \pm .017$	18:30	20.0	78.86	21.6	37.0
Abr	32,946	$0.880 \pm .013$	19:00	18.5	85.90	22.8	37.0
May							
Jun	126,879	$0.789 \pm .012$	20:30	19.0		23.7	37.0
Jul	74,016	$0.798 \pm .004$	21:50	12.5	88.07	26.6	36.7
Ago	31,680	$0.800 \pm .002$	22:00	13.2	89.90	28.7	36.8
Sep	8,192	$0.785 \pm .001$	22:30	13.0	98.18	29.4	36.0
Oct							
Nov	162,948	$0.855 \pm .003$	22:00	13.0		25.3	36.0
Dic	164,267	$0.887 \pm .020$	20:45	18.5	96.42	22.7	36.6

De acuerdo a los resultados obtenidos en un ciclo anual de observaciones, sobre la reproducción de la cabrilla, *Paralabrax maculatofasciatus*, bajo las condiciones de cautiverio descritas, se puede concluir que:

1- El método utilizado para la obtención de huevos viables fue bueno, con una eficiencia de más del 80%, medido con el porcentaje de huevos fértiles obtenidos mensualmente.

2- Se observa una clara evidencia de mayor producción de huevos durante los primeros meses del año, por lo que se recomienda iniciar las corridas de producción en estos meses.

3- Se observa también un mayor porcentaje de eclosión en los huevos en relación con el incremento de la temperatura del agua. Con esto se puede proponer la posibilidad de efectuar dos corridas de producción anual, una en los primeros

meses del año (enero-abril) y otra en los meses de verano (julio-septiembre). La primera corrida con mayor cantidad de huevos, pero menor porcentaje de eclosión y la segunda con menor cantidad de huevos pero con mayor proporción de larvas eclosionadas.

4.4 DESARROLLO EMBRIONARIO

Los estudios sobre el desarrollo temprano son esenciales para conocer las principales características morfológicas de la especie, así como para estimar la posibilidad de la producción de semilla y de sus técnicas de producción. Las siguientes observaciones fueron realizadas de enero a diciembre de 1994, durante la marcha de producción de larvas y alevines de la cabrilla arenera *P. maculatofasciatus*, en la Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos del CRIP-La Paz, B.C.S., México.

Los huevos fertilizados de la cabrilla arenera (*P. maculatofasciatus*) son transparentes, esféricos y pelágicos, su diámetro mide de 0.780 a 0.920 mm, con un diámetro promedio de 0.843 ± 0.045 mm. El huevo en su interior presenta un glóbulo de aceite con un diámetro de 0.140 a 0.170 mm, y un promedio de 0.167 ± 0.009 mm, este se localiza en el polo vegetal (Fig. 14).

El seguimiento del desarrollo embrionario se observó de las muestras tomadas cada 15 minutos de la jaula colectora de huevos. Cada muestra de 1 litro fue observada en el microscopio, y de acuerdo a estas observaciones se pudo inferir que el desarrollo del embrión se inicia después de 30 min de haber sido fecundado, esto sucede cuando se presenta la primera división celular, las subsecuentes divisiones ocurren cada 15 o 20 minutos. El estadio de mórula se presenta aproximadamente después de 80 a 90 minutos de la fecundación y el primer estado de gástrula aparece a los 114 minutos (Fig. 14).

El embrión se distingue en el huevo a las 6.66 hrs después de la fecundación y continua su desarrollo hasta que completa su formación. Los últimos estadios, se caracterizan por la presencia de melanóforos sobre la superficie dorsal y por la localización del glóbulo de aceite entre la cabeza y la cola del embrión, estando listo para eclosionar a las 13 horas

(24-30 °C) o a las 20 horas después de haber sido fecundado, cuando la temperatura del agua es menor de 24°C. (Fig. 15)

Con el incremento de la temperatura, *P. maculatofasciatus* desova más tarde, cambiando de las 17:30 hrs en invierno a las 22:30 en otoño; asimismo, se reduce el tiempo de eclosión a 13 horas en los meses cálidos, mientras que en los meses fríos el tiempo de eclosión se prolonga hasta 20 horas. Este período de incubación es similar para otras especies de la misma familia, por ejemplo, *E. suillus* eclosiona entre 16-20 horas después de la fecundación a 28-30°C (Doi, *et al*, 1991); sin embargo, para especies del mismo género se reporta que *P. clathrathus* eclosiona en 36-40.5 horas a 19 °C, mientras que *P. maculatofasciatus* y *P. nebulifer* tardan aproximadamente 24 horas en eclosionar cuando la temperatura del agua es de 21.5 °C (Butler, *et al*, 1982).

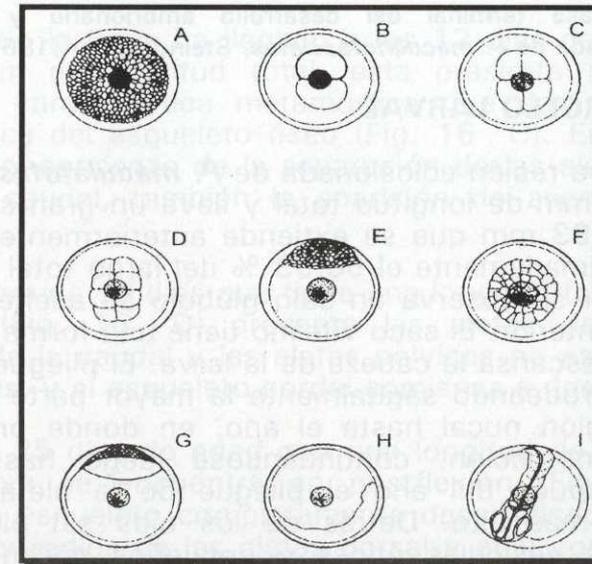


Figura 14. Desarrollo embrionario de *P. maculatofasciatus*, Steindachner (1868) a 28.5 °C; A)_ Huevo recién fertilizado, con diámetro de 0.843 mm en el corión y de 0.157 mm en el glóbulo de aceite, B)_ Primera división a los 30 min., C)_ Segunda división a los 47 min., D)_ Tercera división a los 60 min., E y F)_ Estadio de Mórula (blastulación) a los 80 min., G y H)_ Formación del anillo germinal (gastrulación) a los 114 min., I)_ Morfogénesis del embrión 6.6 hrs después de la fertilización.

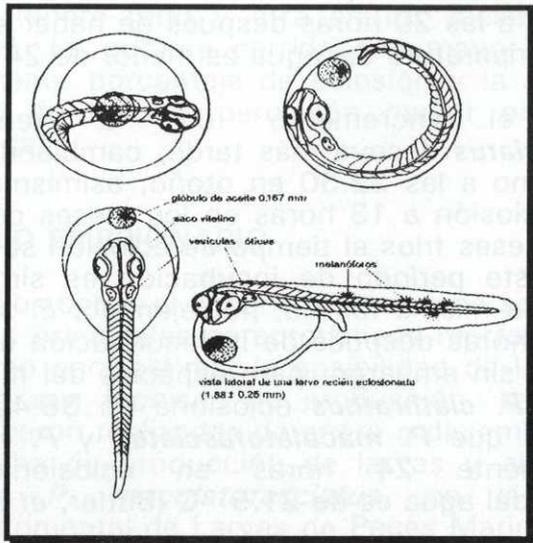


Figura 15.- Fase terminal del desarrollo embrionario y larva recién eclosionada de *P. maculatofasciatus*, Steindachner (1868).

4.5. DESARROLLO LARVAL

La larva recién eclosionada de *P. maculatofasciatus* mide 1.8 ± 0.25 mm de longitud total y lleva un gran saco vitelino de $1.07 - 0.83$ mm que se extiende anteriormente. Este saco ocupa aproximadamente el 50.53 % del largo total de la larva, en su interior se observa un solo glóbulo de aceite, localizado en la parte anterior. El saco vitelino tiene una forma elipsoidal y sobre éste descansa la cabeza de la larva. El pliegue de la aleta es continuo rodeando ságitalmente la mayor parte del cuerpo, desde la región nucal hasta el ano, en donde presenta una pequeña constricción, continuándose luego hasta el saco vitelino. Después del ano el pliegue de la aleta se vuelve ligeramente más alto. Detrás de los ojos sin pigmentar se observan las vesículas óticas y pequeños melanóforos se aprecian sobre la superficie dorsal y ventral de la larva.

El intestino de la larva recién eclosionada es tubular simple, adherido a la pared anteroventral del tronco y es cerrado al exterior, igual que la boca, (Fig. 16 A). El número de miomeros de la larva de *P. maculatofasciatus* al nacer es de 27-28, de los cuales 12 son preanales y 15 postanales.

La larva recién eclosionada se encuentra flotando cerca de la superficie, debido a que sus aletas pectorales aún no se

han desarrollado. Estas se mueven verticalmente con su cabeza hacia abajo, con una tendencia a sumergirse gradualmente si se detiene la aeración, y entonces nadan hacia arriba para mantener una posición más favorable en el agua.

La larva de 24 horas después de la eclosión mide de 2.55 a 2.75 mm de longitud total (Fig. 16 A) y se pueden observar nadando cerca de la superficie. En las larvas de dos días de edad se observa el consumo de gran parte del vitelo. Cuando la larva llega al tercer día de edad, esta mide 2.79 ± 0.03 mm (Fig. 16 B) en ella se observa que ha absorbido la totalidad del vitelo y que ha abierto la boca y el ano, también se aprecia que las aletas pectorales no están del todo desarrolladas pero estas son funcionales, permitiendo a la larva efectuar movimientos de captura de presas (alimento vivo) iniciando así su alimentación exógena. En esta etapa las larvas nadan cercanas a la aeración o en dirección de la luz.

Cuando la larva ha llegado a los 12 días de edad y 4.5 ± 0.09 mm de longitud total, esta presenta la preflexión notocordal, característica metamórfica que dará origen a la placa hipúrica del esqueleto óseo (Fig. 16 C). En esta etapa se observa el comienzo de la separación de las aletas dorsal y anal de la caudal, también la aparición de aserración en el preopérculo.

La larva de 18 días que tiene una longitud total de 5.8 ± 0.08 mm (Fig. 16 D) presenta las aletas dorsal y anal separadas de la caudal y las aletas pelvicas no están del todo desarrolladas, y el esqueleto cordal comienza a desarrollarse.

A los 25 días de edad con una longitud de 7.9 ± 0.10 mm, la larva se encuentra en postflexión (Fig. 16 E) y presenta un esqueleto completamente desarrollado. El número de espinas y radios de las aletas dorsal y anal comienza a ser constante y se inicia el desarrollo de la espina en el opérculo, característica morfológica representativa de la familia Serranidae. El patrón de coloración que se observa en esta etapa se caracteriza como una línea horizontal oscura que inicia en la nariz, atravesando los ojos y el opérculo.

Después de los 30 días y 10.5 mm de longitud total se observa la aparición de escamas en la superficie media lateral arriba de la aleta anal, dorso y cabeza (Fig. 16 F). Cuando las crías llegan a 35 días y una longitud total de 18 mm, el patrón

de coloración empieza a cambiar, la banda oscura se prolonga de la nariz al pedúnculo caudal y se han formado dos líneas horizontales más; una por la parte dorsal de la nuca hasta la segunda aleta dorsal, y la otra que partiendo de la base de la aleta pectoral se prolonga por la zona ventral hasta la parte inferior de la aleta caudal (Fig. 16 G).

A los 40 días de edad las crías miden 26 mm de longitud total y el patrón de pigmentación ha cambiado sustancialmente, formando seis bandas verticales. Con esto las crías toman la forma y coloración que distingue a la especie durante el resto de su vida, asemejándose a los ejemplares adultos (Fig. 17). Entonces se pueden definir a las crías como los juveniles de esta especie ya que han completado su transformación, obteniendo la diferenciación morfológica que caracteriza a la especie, siendo estas iguales a los adultos y con un comportamiento similar.

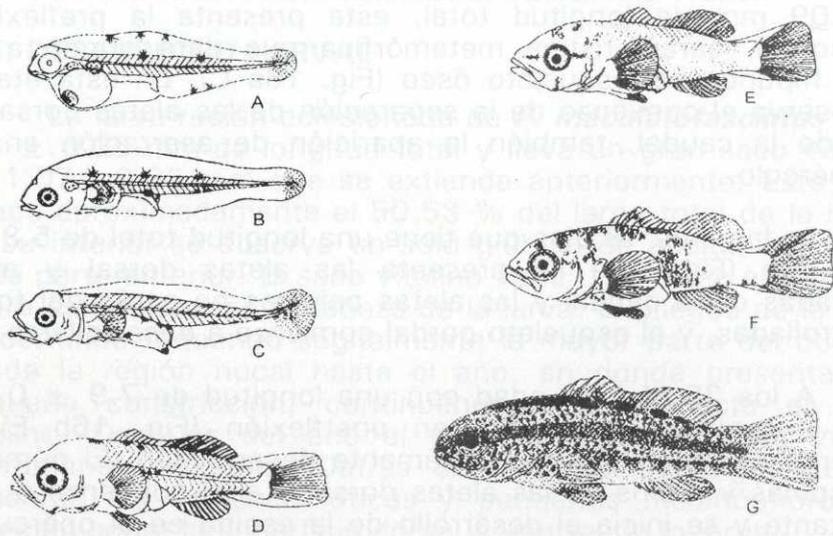


Figura 16. Desarrollo larval de *P. maculatofaciatus*, A) Larva de 1 día después de la eclosión 2.55-2.75 mm, B) Larva de 3 días después de la eclosión 2.79 ± 0.03 mm, C) Larva de 12 días en preflexión 4.5 ± 0.09 mm, y D) Larva de 18 días en flexión 5.8 ± 0.08 mm., E) Larva de 25 días en postflexión 7.9 ± 0.10 mm, F) Larva de 30 días 10.56 ± 0.07 mm, G) Juvenil de 35 días 18 mm.



Figura 17. Juvenil de 40 días de edad y 26 mm de longitud total.

4.6 CULTIVO DE LARVAS

El principal cuello de botella del cultivo de peces marinos es la producción de larvas, dado que es muy difícil su crianza y alimentación, comparado con la producción de las larvas de peces de agua dulce, las cuales poseen un gran saco vitelino que les permite alimentarse por varias semanas, antes de requerir alimentación exógena. En la mayoría de los casos, las larvas de peces marinos son mucho más diminutas y su pequeño saco vitelino lo consumen en uno o dos días, además su primitivo sistema digestivo solo les permite alimentarse de zooplancton vivo.

La técnica para el cultivo masivo del seabream japonés, *Pagrus major*, aplicada exitosamente en las granjas prefecturales de Japón, no fue adoptada en la primera operación comercial de granjas europeas. En los 80's, los primeros piscicultores europeos (Francia, Italia y Yugoslavia) desarrollaron sistemas más controlados en unidades de cultivo intensivo. Actualmente las granjas europeas de peces marinos operan con una densidad de más de 100 larvas de peces por litro, y obtienen una supervivencia del 30 al 40 % para *S. aurata* y del 10 al 20 % en *D. labrax*. El éxito del ascenso de la escala piloto a la escala de producción comercial de millones de alevines de *S. aurata* y *D. labrax* fue posible con el perfeccionamiento de las técnicas para producir y utilizar alimento vivo (Sorgeloos y Sweetman, 1993).

El método para la crianza de larvas consiste en una secuencia de estrategias que intervienen en el desarrollo y crecimiento de larvas y juveniles que pueden ser manejados por el hombre. Estas técnicas de cultivo consisten en controlar la calidad del agua de los tanques de crecimiento larval y el suministro adecuado y oportuno del alimento de las larvas desde su primera alimentación exógena con zooplancton hasta que alcanzan la talla con una longitud total de 4-5 cm y peso de 1.5-2 gr, con la que los animales se pueden trasladar al cultivo en jaulas flotantes en la superficie del mar.

A continuación se describe la rutina de trabajo así como el esquema de alimentación para llevar a cabo el cultivo de larvas de cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus*, también se describe el crecimiento larval y la producción obtenida en la Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos del CRIP-La Paz.

El cultivo se realizó en tanques de fibra de vidrio con una capacidad de 1m³ (Fig. 18), instalados en cuarto semicerrado.

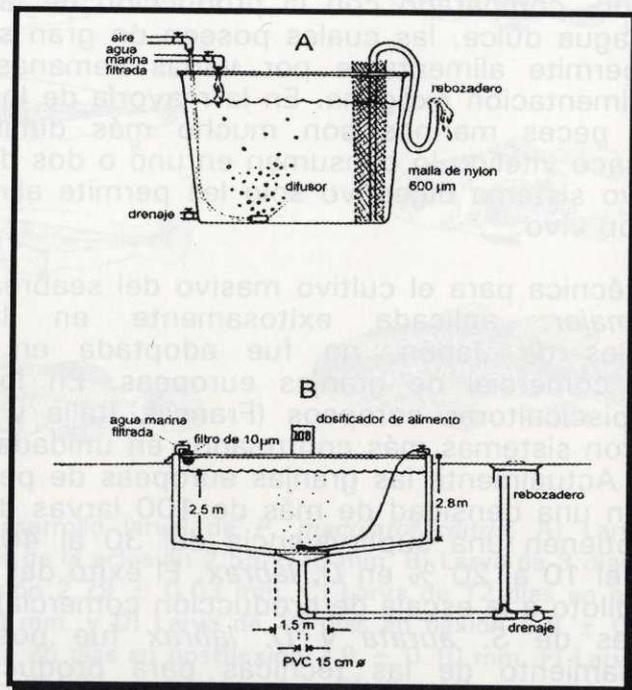


Figura 18. Tanques para cultivo larval: A) Tanque de 1000 lt utilizado en CRIP-La Paz; B) Tanque de 100,000 lt utilizado en Kagoshima, Japón.

4.6.1 DENSIDAD DE HUEVOS Y LARVAS

Alrededor de 40,000 a 50,000 huevos son puestos en cada 1m³ de agua marina en los tanques de crianza. La aeración se efectúa gentilmente por aire comprimido desde el fondo. Después de la eclosión la aeración es detenida para que tanto los huevos no desarrollados como otras basuras se precipiten hacia el fondo del tanque y puedan ser sifoniados, mientras tanto las larvas recién eclosionadas flotan en las capas superficiales.

Durante los primeros 12-15 días de edad no se controla la densidad de las crías, en esa etapa la densidad depende de la cantidad de huevos puestos en los tanques de crianza. La densidad, sin embargo decrece naturalmente hasta un 50-60% por la mortalidad de las larvas.

A partir de los 18-20 días de edad las larvas de cabrilla muestran una amplia diferencia en tallas, motivo que favorece el canibalismo, por lo que la primera separación de tallas puede realizarse alrededor de esta edad. En esta primera selección las larvas son separadas en dos grupos, mayores de 6 mm de longitud total y menores de esta talla. Los dos grupos son cultivados en tanques separados. La densidad larval en esta etapa de cultivo es de 5,000-10,000 larvas por 1m³. La densidad deberá disminuirse conforme al crecimiento de las larvas de acuerdo al Cuadro 7.

Cuadro 7. Densidad estandar para el cultivo de larvas de cabrilla arenera *P. maculatofasciatus* con base en su edad.

Edad (días)	Densidad (larvas/litros)
1-7	40-50
8-15	15-20
16-23	5-10
24-30	2-5

4.6.2. ALIMENTACION

Durante el período de cultivo larval, las crías atraviesan por estado prelarval, postlarval y juvenil. El estado prelarval se caracteriza por larvas recién eclosionadas, que tienen muy poca habilidad en el nado, no tienen abierta la boca ni el ano,

presenta vitelo, y no requieren de alimento externo. Cuando la larva pasa de prelarval a postlarval desarrolla la aleta pectoral y comienza a tener habilidad para nadar, ha abierto la boca y el ano, iniciando su alimentación exógena con zooplancton. Cuando la postlarva se desarrolla en estadio juvenil, el pez es muy rápido en su nado y comienza aceptar pequeños pedacitos de pescado o calamar. Cuando el crecimiento alcanza la talla de semilla esta puede comer del mismo alimento que se prepara para los peces adultos.

Recientemente se han logrado avances en las técnicas de crianza para peces marinos y métodos de producción masiva de alimento vivo, contribuyendo a que el número de especies de peces que se producen comercialmente se incremente todos los años. También el desarrollo de dietas microparticuladas, ha demostrado cualidades como para sustituir en muchos casos a los alimentos vivos.

Casi todas las larvas de peces marinos que se cultivan son inicialmente alimentadas con alimento vivo, éste se selecciona dependiendo de las tallas de las larvas (Watanabe T., 1988). Por lo que es importante conocer las características biométricas de las larvas, en especial las dimensiones y tamaño de la boca para establecer las estrategias del suministro de alimento. Entre los más importantes y ampliamente utilizados se encuentra el rotífero *Brachionus plicatilis*, *Artemia sp.*, y copépodos marinos principalmente de las familias Calanoidea y Harpacticoidea (Ikenoue y Kafuku, 1992).

Las observaciones realizadas a larvas de cabrilla arenera muestran que éstas abren la boca entre el día 3 y 4 de edad después de la eclosión dependiendo de la temperatura, midiendo 0.22 mm de ancho de la boca y alcanzado una abertura de 1.0 mm después de los 30 días de edad, tal como se aprecia en la Figura 19.

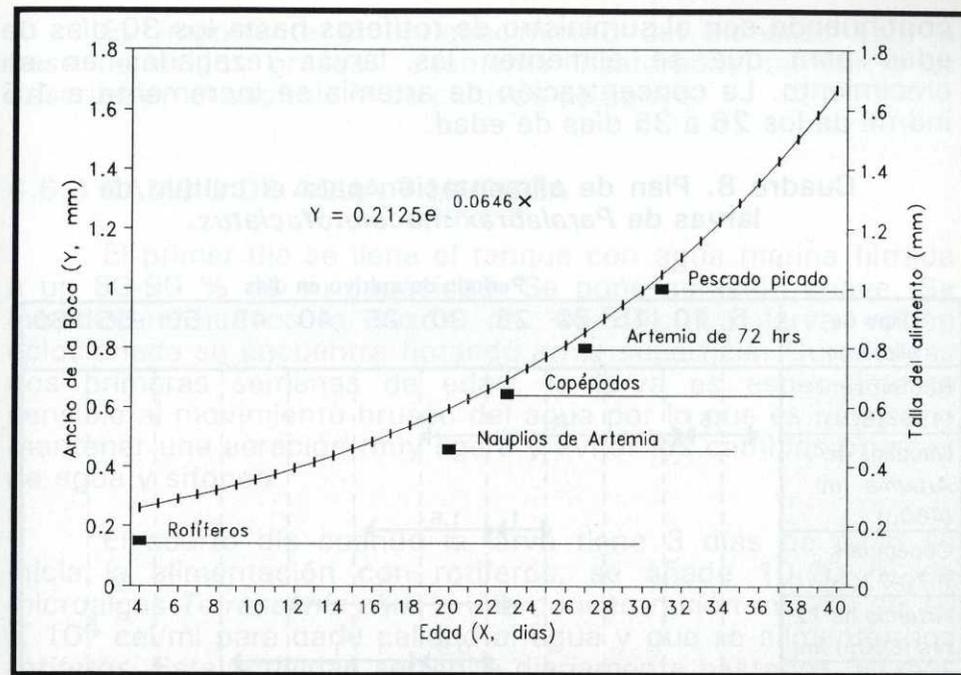


Figura 19. Desarrollo del ancho de la boca en larvas de *P. maculatofaciatus* y talla del alimento suministrado en relación con la edad.

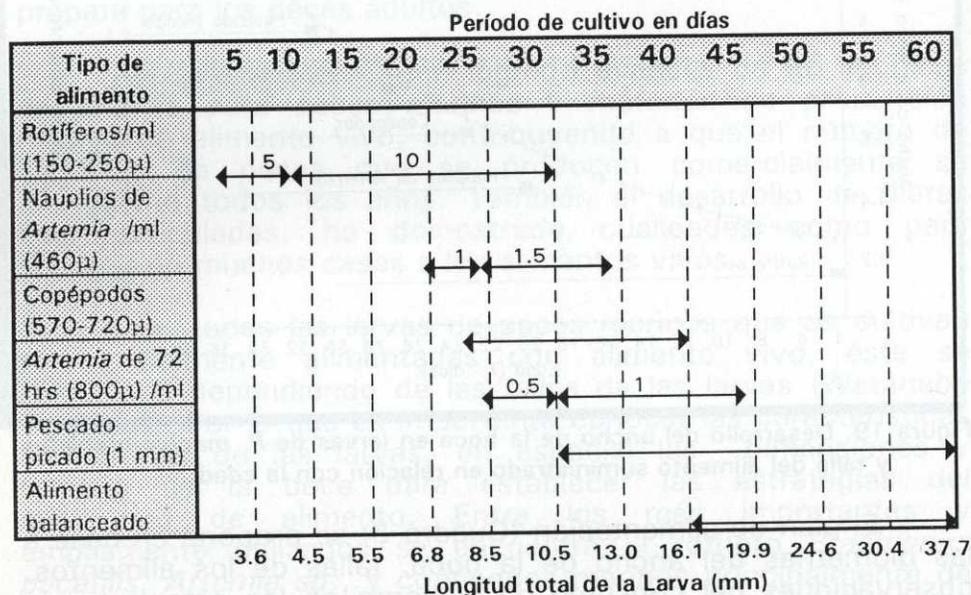
El plan de alimentación (Cuadro 8) se propone en base a las biometrías del ancho de la boca, tallas de los alimentos, observaciones del consumo de alimento en los estanques de crecimiento larval y de los resultados obtenidos por Iizawa (1983) que encuentra que larvas de *Dicentrarchus labrax* consumen presas que tienen el ancho del cuerpo entre 30% y 100% del ancho de la boca, con un óptimo entre el 70 y 90 %.

La alimentación de las larvas se inicia tres días después de la eclosión, cuando éstas miden 2.88 mm de longitud total y 0.22 mm de anchura de la boca, por lo que puede ingerir rotíferos que tienen una talla de 150-250 micras de lóricas y 80-150 micras de ancho del cuerpo, éstos se suministran en una concentración de 5 ind/ml, incrementándose la concentración a 10 ind/ml cuando la larva tiene 8 días de edad.

Cuando la larva alcanza los 20 días de edad mide 7.68 mm y 0.79 mm de ancho de la boca, por lo que se puede iniciar la alimentación con nauplios de artemia (460 micras), éstos se suministran a una concentración de 1 ind/ml,

continuando con el suministro de rotíferos hasta los 30 días de edad para que se alimenten las larvas rezagadas en su crecimiento. La concentración de artemia se incrementa a 1.5 ind/ml de los 26 a 35 días de edad.

Cuadro 8. Plan de alimentación para el cultivo de larvas de *Paralabrax maculatofaciatus*.



A partir de los 25 días de edad las larvas tienen una longitud total de 8.54 mm y una abertura de la boca de 0.89 mm, pueden alimentarse con *Artemia* de por lo menos 72 hrs de edad (800 micras) a una concentración de 0.5 ind/ml. Y para las larvas de 36 a 45 días se aumenta la concentración 1 ind/ml.

Esta etapa de alimentación con *Artemia* se puede complementar con suministro de copépodos, dependiendo de las tallas colectadas (Fig. 19). Es importante checar diariamente la densidad del alimento para un adecuado suministro. Por último, a partir de los 35 días de edad cuando la larva presenta un ancho de la boca de más 1.25 mm acepta alimentación con pescado molido y/o alimento balanceado.

Es importante el enriquecimiento del alimento vivo a base de ácidos grasos altamente insaturados tal como se describe en el capítulo V de cultivos de apoyo.

4.6.3 CAMBIO DE AGUA Y LIMPIEZA

El primer día se llena el tanque con agua marina filtrada a un 80-90 % de su capacidad. Se pone aeración suave. Se introducen huevos a razón de 40-50/l. La larva recién eclosionada se encuentra flotando en la superficie. Durante las dos primeras semanas de edad, la larva es especialmente sensible al movimiento brusco del agua por lo que es necesario mantener una aeración muy ligera y evitar los cambios bruscos de agua y sifoneo.

El cuarto día cuando la larva tiene 3 días de edad se inicia la alimentación con rotíferos, se añade 10-20 % de microalgas *Tetraselmis chuii* a una concentración mínima de 10×10^4 cel/ml para darle calidad al agua y que se alimenten los rotíferos. Esta actividad se repite diariamente hasta los 30 días en que se inicia el flujo abierto y ha dejado de alimentarse de rotíferos.

A partir del quinto día se limpia el fondo del estanque por medio de un sifón de 6 mm de diámetro, esta actividad se realiza cada tercer día durante todo el período de cultivo larval. Es recomendable detener la aeración para evitar la dispersión de metabolitos. Asimismo, al detener la aeración la larva tiende a subir a la superficie y entonces es menor la pérdida de larvas por esa actividad. Después de los 35 días de edad se puede utilizar un sifón de mayor diámetro 10-12 mm.

Como se muestra en el Cuadro 9, el cambio de agua se inicia con un recambio del 20 % a partir del 5° día y se continua hasta el 12° día. Esta actividad se realiza por medio de un sifón de carga y descarga de 1/2 pulgada de diámetro el cual tiene un cilindro o caja protectora con malla de 300 micras de luz para evitar que las larvas se maltraten con la succión o el flujo al momento de introducir agua (Fig. 18). Posteriormente a partir del 13° día y hasta el 20° el recambio de agua marina se incrementa al 50% y del 21° al 30° día el 80 %, aumentando el diámetro del sifón de descarga a una pulgada. Después del día 30 se realiza un recambio del 100% diario con flujo abierto.

Cuadro 9. Recambio de agua en relación con los días de cultivo.

Días de cultivo	Recambio de agua (%)
0-4	0
5-12	20
13-20	50
21-30	80
31	100

La aeración debe mantenerse muy suave los primeros días para evitar que la larva se golpee, esta se puede ir incrementando de tal manera que sea lo suficientemente fuerte para mantener el alimento homogéneamente distribuido en el estanque de crianza, pero no debe ser tan fuerte que el movimiento del alimento sea tan rápido para la larva que represente una dificultad para capturarlo. El flujo de aire recomendado en los tanques de cultivo larval en relación con la talla de las crías se muestra en el Cuadro 10.

Cuadro 10. Aeración recomendada en relación con la talla de la larva.

Talla de la larva (mm)	Flujo de aire (l/min)
hasta 9	1
10-17	2
18-20	4
mayores de 21	6

4.7 CRECIMIENTO LARVAL

En la figura 20 se presenta el crecimiento de larvas de cabrilla arenera en donde se puede observar que estas alcanzan la talla de semilla 4-5 cm a los 60-70 días de edad. También se aprecia que las larvas presentan un crecimiento lento durante los primeros 30 días de crianza de 1.88 mm de longitud total en larva recién eclosionada, alcanzando 10.33 mm a los 30 días de edad, aumentando la pendiente en los días siguientes, observándose un crecimiento más acelerado de los 30 a los 60 días de edad siendo este de 10.33 mm a 50 mm respectivamente. Esta característica de crecimiento

también ha sido observado en larvas de otras especies de la misma familia (Cuadro 11).

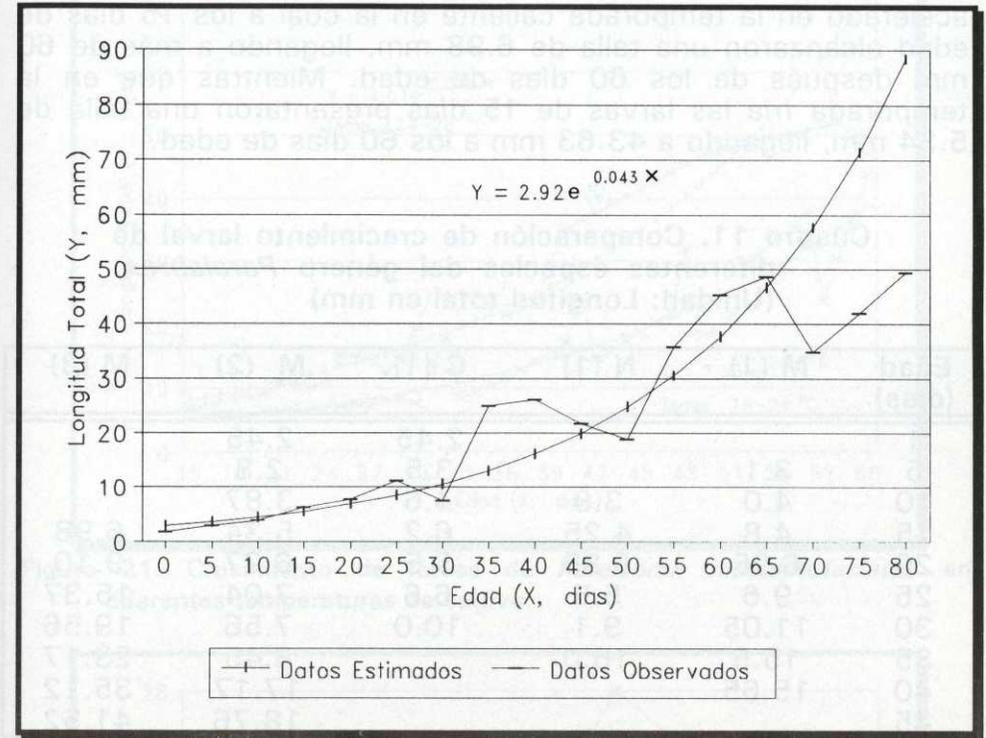


Figura 20. Crecimiento de larvas de cabrilla arenera *Paralabrax maculatofaciatus* cultivadas en tanques de 1000 lt durante 1994 en CRIP-LA PAZ.

De los 30 días de edad en adelante se observa una marcada diferencia en talla de las larvas de cultivo. Iizawa y Salleh (1989) recomiendan una separación por tallas para el cultivo de larvas de *Lates calcarifer*, y así evitar canibalismo al igual que muchos autores para otras especies. Sin embargo, por otra parte Dhert et al. (1992) encontró que para larvas de *Lates calcarifer*, el 90 % de mortalidad por el canibalismo en este período se disminuyó a 30 % incrementando las concentraciones de alimento, evitando así la necesidad de separar por tallas y evitar pérdidas por estrés de manipulación.

En la figura 21 se puede observar el efecto de la temperatura en el crecimiento de las larvas, ya que durante el año se diferencian dos épocas, una fría de diciembre a mayo

con temperaturas de 18 a 24 °C y otra caliente de junio a noviembre con temperaturas entre 24 y 28 °C (Fig. 22). Presentándose un crecimiento y desarrollo de las larvas más acelerado en la temporada caliente en la cual a los 15 días de edad alcanzaron una talla de 6.98 mm, llegando a más de 60 mm después de los 60 días de edad. Mientras que en la temporada fría las larvas de 15 días presentaron una talla de 5.34 mm, llegando a 43.63 mm a los 60 días de edad.

Cuadro 11. Comparación de crecimiento larval de diferentes especies del género *Paralabrax*. (Unidad: Longitud total en mm)

Edad (días)	M (1)	N (1)	C (1)	M (2)	M (3)
1			2.45	2.45	
5	3.1		3.5	2.8	
10	4.0	3.9	4.6	3.87	
15	4.8	4.25	6.2	5.34	6.98
20	6.95	5.85	5.5	6.27	9.10
25	9.6	5.5	6.6	7.04	15.37
30	11.05	9.1	10.0	7.56	19.56
35	15.5	16.0		8.45	23.17
40	15.65			17.17	35.12
45				18.76	41.52

M = *P. Maculatofasciatus*

N = *P. Nebulifer*

C = *P. Clathratus*

(1) = Butler et al., 1982

(2) = Resultados obtenidos CRIP-LA PAZ temporada fría 1994.

(3) = Resultados obtenidos CRIP-LA PAZ temporada cálida 1994.

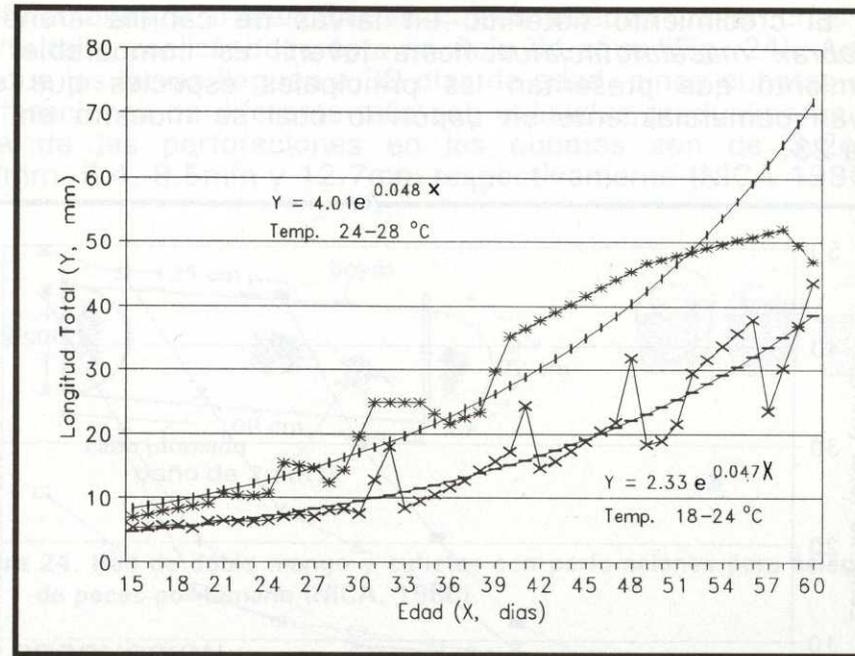


Figura 21. Crecimiento de larvas de *Paralabrax maculatofasciatus* en diferentes temperaturas de cultivo.

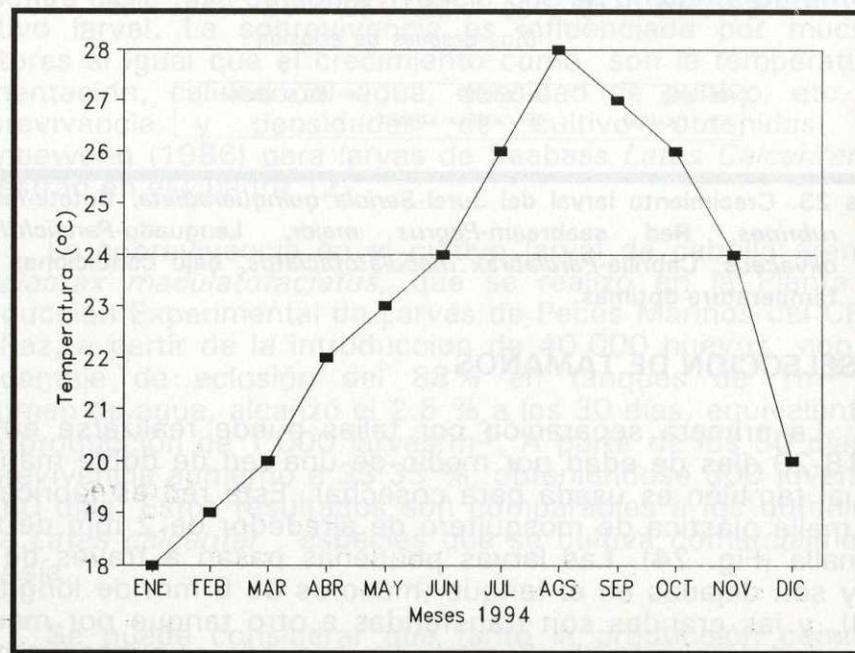


Figura 22. Temperaturas promedio del agua en tanques de cultivo de larvas.

El crecimiento obtenido en larvas de cabrilla arenera *Paralabrax maculatofaciatus* hasta juvenil es comparable al crecimiento que presentan las principales especies que se cultivan comercialmente en Japón lo cual se muestra en la figura 23.

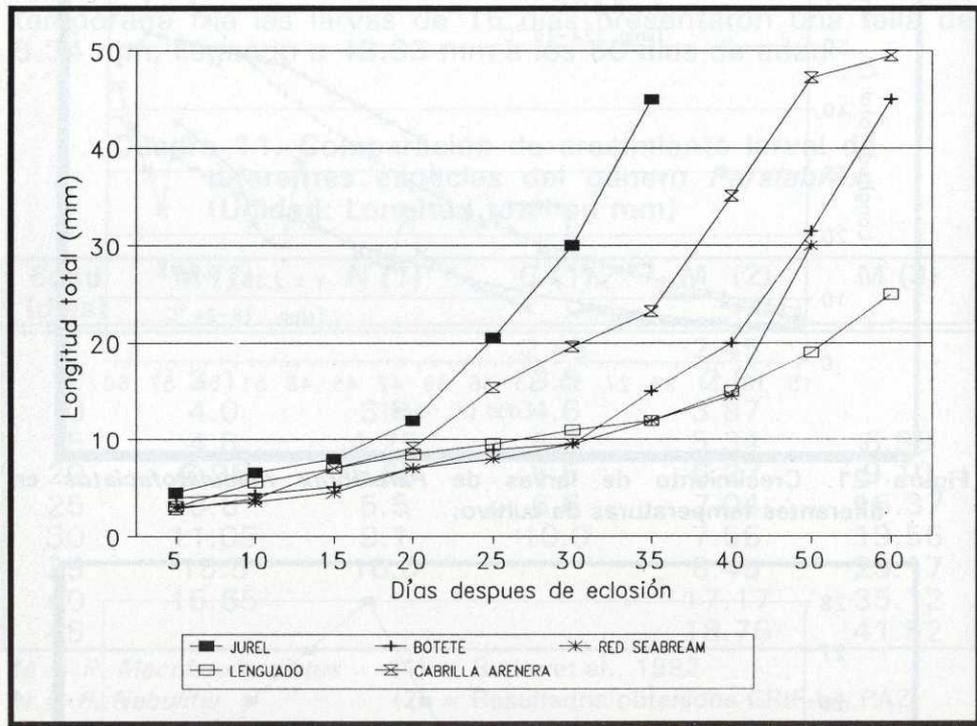


Figura 23. Crecimiento larval del Jurel-*Seriola quinqueradiata*, Botete-*Fugu rubripes*, Red seabream-*Pagrus major*, Lenguado-*Paralichthys olivaceus*, Cabrilla-*Paralabrax maculatofaciatus*, bajo condiciones de temperatura óptimas.

4.8 SELECCION DE TAMAÑOS

La primera separación por tallas puede realizarse entre los 18-20 días de edad por medio de una red de doble mango la cual también es usada para cosechar. Esta red es fabricada con malla plástica de mosquetero de alrededor de 2 mm de luz de malla (Fig. 24). Las larvas pequeñas pasan a través de la red y son dejadas en el tanque (menores de 6 mm de longitud total), y las grandes son transferidas a otro tanque por medio de la red (mayores de 6 mm). La segunda y subsecuentes separaciones se realizan por medio de cubetas con

perforaciones a través de las cuales pueden pasar crías de cierta talla, realizándose ésta en flujo de agua (Fig. 24). Antes de que las larvas lleguen a 30 días de edad, cinco cubetas con perforaciones de diferente talla son utilizadas gradualmente. La talla de las perforaciones en las cubetas son de 3.2mm, 4.8mm, 6.4, 9.5mm y 12.7mm respectivamente (NICA, 1986).

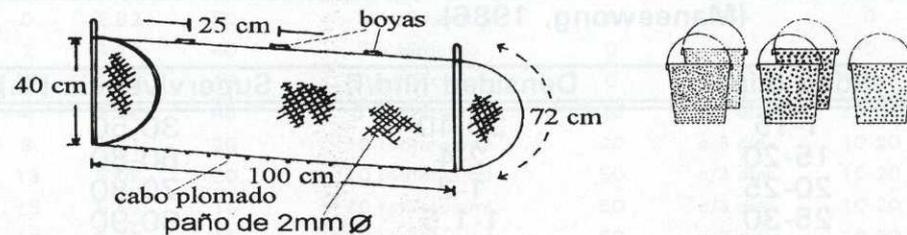


Figura 24. Red de doble mango y cubetas con perforaciones para selección de peces por tamaño (NICA, 1986).

4.9 PRODUCCION

La producción de larvas y juveniles de peces marinos depende de la tasa de sobrevivencia que se presente durante el cultivo larval. La sobrevivencia es influenciada por muchos factores al igual que el crecimiento como son la temperatura, alimentación, calidad del agua, densidad de cultivo, etc. La sobrevivencia y densidades de cultivo obtenidas por Maneewong (1986) para larvas de Seabass *Lates Calcarifer* se muestran en el Cuadro 12.

La sobrevivencia en el cultivo larval de cabrilla arenera *Paralabrax maculatofaciatus*, que se realizó en la Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos del CRIP-La Paz, a partir de la introducción de 40,000 huevos con un porcentaje de eclosión del 88% en tanques de 1m³ de volumen de agua, alcanzó el 2.5 % a los 30 días, equivalente a una producción de 1,000 larvas/m³. A partir de los 30 días la sobrevivencia aumentó a 33.33 %, obteniéndose 300 juveniles de 60 días. Estos resultados son comparables a los obtenidos para *Lates calcarifer*, especie que se cultiva comercialmente en Asia.

Se puede considerar que tanto la producción como el crecimiento larval pudiera ser mejorada, ya que en las corridas

realizadas hasta el momento no se ha utilizado copépodos en la alimentación, y tampoco se ha realizado la separación por tallas, el realizarlo tendrá un efecto benéfico considerable.

Cuadro 12. Densidad y supervivencia del cultivo de larvas de *Lates calcarifer* en tanques de 30 m³ en Planta de Producción NICA (Maneewong, 1986).

Edad (días)	Densidad (ind/l)	Supervivencia (%)
1-15	30-40	30-50
15-20	2-4	60-80
20-25	1-2	70-80
25-30	1-1.5	80-90
30-45	0.5-1	90-100

Fuente: Iizawa M. y U. Bin Salleh, (1989).

ANEXO 1. Plan de trabajo para el cultivo de larvas de *Paralabrax maculatofasciatus*.

Edad (días)	Talla (mm)	Densidad (ind/l)	Alimento	Recambio de agua (%)	Limpieza de fondo	Micro-algas (%)
0	2.92	50	Sin alimento	0	no	0
2	3.18	40	Sin alimento	0	no	0
3	3.32	40	5 rotíferos/ml	0	no	10-20
4	3.46	40	5 rotíferos/ml	20	c/3 días	10-20
8	4.11	20	10 rotíferos/ml	20	c/3 días	10-20
13	5.08	20	10 rotíferos/ml	50	c/3 días	10-20
15	5.53	15	10 rotíferos/ml	50	c/3 días	10-20
16	5.77	15	10 rotíferos/ml	50	c/3 días	10-20
17	6.03	10	10 rotíferos/ml	50	c/3 días	10-20
20	6.85	10	10 rot./ml + 1 np.Artemia/ml	50	c/3 días	10-20
21	7.15	10	10 rot./ml + 1 np.Artemia/ml	80	c/3 días	10-20
23	7.78	10	10 rot./ml + 1 np.Artemia/ml + 1 Copépodo/ml	80	c/3 días	10-20
24	8.12	10	10 rot./ml + 1 np.Artemia/ml + 1 Copépodo/ml	80	c/3 días	10-20
25	8.47	10	+ Artemia 72 hrs (.5/ml) 10 rot./ml + np.Artemia (1.5/ml) + 1 Copépodo/ml + Artemia 72 hrs (.5/ml)	80	c/3 días	10-20
30	10.49	10	1 Copépodo/ml + Artemia 72 hrs (1/ml)	100	c/3 días	0
31	10.94	10	1 Copépodo/ml + Artemia 72 hrs (1/ml) + Pescado macerado	100	c/3 días	0
35	12.98	1	1 Copépodo/ml + Pescado macerado	100	c/3 días	0
39	15.39	1	Pescado macerado	100	c/3 días	0
40	16.06	1	Alimento balanceado	100	c/3 días	0
45	19.87	0.5	Alimento balanceado	100	c/3 días	0

V. CULTIVOS DE APOYO

En Europa, el escalamiento del cultivo piloto a la escala comercial de producción de varios millones de alevines por año de robalo europeo y besugo (*Dicentrarchus labrax* y *Sparus auratus*) se dio gracias al desarrollo de los cultivos de alimento vivo. Uno de los objetivos principales en la planeación de un proyecto de cultivo encaminado a la propagación comercial de una especie animal, es el establecimiento de un régimen alimenticio óptimo para los estadios iniciales de desarrollo, ya que son estos los más vulnerables; es entonces donde cobran vital importancia los cultivos de apoyo o colaterales, ya que la meta primordial de estos es proporcionar la cantidad y calidad suficiente de alimento vivo a las larvas y alevines para su crecimiento; en este punto cabe destacar que a pesar de los esfuerzos realizados a nivel mundial para desarrollar alimentos artificiales, estos hasta la fecha no han superado las cualidades de los alimentos vivos.

Los cultivos de apoyo o de alimento vivo consisten en cultivo de fitoplancton y cultivo de zooplancton:

5.1 CULTIVO DE FITOPLANCTON

El fitoplancton como productor primario y componente del primer eslabón de la cadena trófica, constituye el elemento básico para la alimentación del zooplancton. Por ello es necesario el cultivo de una o varias especies de microalgas, en la producción de organismos filtroalimentadores como moluscos, larvas de crustáceos y peces. Para estos cultivos generalmente se seleccionan aquellas microalgas que cumplen con las siguientes características: ser unicelulares, tener cubierta celular delgada, tamaño adecuado, motilidad propia, amplio rango de tolerancia a los factores ambientales de temperatura, salinidad y radiación solar, y tener buena calidad nutritiva, por estas razones los cultivos de microalgas más comunes para acuicultura son: *Tetraselmis* sp., *Nannochloropsis* sp., *Chlorella* sp., *Isochrysis* sp. y *Chaetoceros* sp. entre otras. Estas algas se utilizan como dietas mono o poliespecíficas, dependiendo de sus componentes nutritivos.

El fitoplancton obtiene los compuestos orgánicos necesarios para satisfacer sus requerimientos físicos y

nutritivos mediante fotosíntesis, y su cultivo requiere por consiguiente de las mismas condiciones. Por lo que para promover su desarrollo, se deberá tener en cuenta diversos factores físicos tales como la temperatura, iluminación, bióxido de carbono, minerales y sales nutritivas.

ELEMENTOS ESENCIALES PARA EL CULTIVO:

1) LUZ

La luz puede ser natural (luz solar) y/o artificial. Para la iluminación artificial, se utilizan lámparas fluorescentes de luz blanca-fría. Existen en el mercado algunas marcas de lámparas que emiten un espectro luminoso especial para el cultivo de plantas como Grow-lux y Vita-life.

2) TEMPERATURA

La temperatura óptima para el cultivo de fitoplancton es de aproximadamente 20°C, una temperatura menor de 17°C evita la proliferación de bacterias en los cultivos axénicos. En los cultivos masivos no existe control de temperatura ni de ningún otro factor, por lo mismo la densidad celular que se alcanza no es muy alta, por ejemplo para *Tetraselmis chuii*, las densidades más altas se tiene en invierno-primavera con temperaturas de 17-24°C y producciones de 900,000 cel/ml, y en verano-otoño, cuando se registran temperaturas hasta de 36°C, la densidad más alta es de 600,000 cel/ml

3) AERACIÓN y AGITACIÓN

El contenido de CO₂ en el medio de cultivo es esencial para que se efectúe la fotosíntesis, y dado que éste se encuentra contenido en el aire en una proporción de 0.03%, sólo se requiere de un soplador para efectuar la aeración y la agitación del agua a fin de equilibrar el contenido de bióxido de carbono, de minerales, y productos requeridos para el metabolismo de las células.

4) MEDIO ACUÁTICO PARA CULTIVO

El cultivo masivo y continuo del fitoplancton no podrá realizarse utilizando sólo agua de mar y agua dulce. Por lo que es necesario enriquecer el medio de cultivo agregando minerales, micronutrientes, agentes quelantes y buffers para mantener el pH. El enriquecimiento del medio depende de

varios componentes cuya dosis variará de acuerdo a la especie a cultivar.

El cultivo de microalgas que se describe en este escrito se refiere al alga *Tetraselmis chuii* (Butcher, ex E.G. Prings). Esta especie tiene una longitud celular de 10-12 micras y un volumen de 329.6 a 520 micras cúbicas. Tiene una forma cuadrangular bilateralmente comprimida, con una depresión en donde se originan los cuatro flagelos, presenta un cloroplasto simple lobulado en forma de campana de color verde olivo brillante (Avilés-Quevedo, 1990).

El sistema de operación del cultivo de microalgas que se sigue en La Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos del CRIP-La Paz, se compone de tres etapas, estas se identifican por el volumen y concentración celular que manejan.

5.1.1 CULTIVOS BASICOS Y MANTENIMIENTO DE CEPAS

Estos cultivos se realizan en volúmenes pequeños en condiciones controladas de temperatura y un fotoperíodo continuo de 24 horas. Su objetivo es mantener una simiente de buena calidad para iniciar los cultivos intermedios.

El cultivo y mantenimiento de la cepa se lleva a cabo en tubos de ensayo de 10 ml y matraces de 150, 250, 500, 1000 y 2000 ml en un cuarto equipado con lámparas fluorescentes de luz blanco-frío, temperatura controlada (17-20°C), sistema de distribución de aire y suministro de agua marina filtrada por dos filtros de cartucho (5 y 2 micras) y esterilizada por una unidad de luz Ultra Violeta con capacidad de 5 gal/min y agua dulce.

El medio nutritivo utilizado es el "f/2 de Guillard" (Guillard, 1972) modificado en la solución de vitaminas. Este se compone de tres soluciones nutritivas: A)- Solución de Metales Traza (Cuadro 14), B)- Solución de Macronutrientes (Cuadro 15) y C)- Solución de Vitaminas (Cuadro 16). Una vez preparadas, las soluciones se guardan en refrigeración y de allí se toman las cantidades necesarias para enriquecer el medio de cultivo.

Cuadro 13. Soluciones primarias de metales traza (f/2 de Guillard).

Compuesto químico	Disolver en 100 ml de agua destilada
CuSO ₄ ·5H ₂ O	0.48g
ZnSO ₄ ·7H ₂ O	2.20g
CoCl ₂ ·6H ₂ O	1.00g
MnCl ₂ ·4H ₂ O	18.00g
Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O	0.63g

Estas soluciones se preparan en volúmenes de 200 ml en frascos de vidrio color ámbar, se esterilizan en autoclave a 15 lbs de presión por 15 minutos y posteriormente se guardan en refrigeración totalmente cubiertos con papel aluminio para evitar la fotodegradación.

Para preparar un litro de solución de trabajo de metales traza se dispone de los componentes del Cuadro 14.

Cuadro 14. Solución de trabajo de metales traza (f/2 de Guillard).

Compuesto químico	Cantidad (g)
Na ₂ -EDTA	4.36
FeCl ₂ ·6H ₂ O	3.15

Estos nutrientes se disuelven en 500 ml de agua destilada caliente, y una vez disueltos se le agrega un mililitro de cada una de las soluciones primarias de metales traza y se afora a un litro. Posteriormente se esteriliza en autoclave a 15lb/in² durante 15 minutos y se guarda en refrigeración completamente tapado para evitar su contaminación.

Cuadro 15. Solución de macronutrientes (f/2 de Guillard).

Componente químico	g/l de agua destilada
Nitrato de Sodio (NaNO ₃)	75
Fosfato de Sodio (NaH ₂ PO ₄ ·H ₂ O)	5

Para preparar la solución del Cuadro 15, se disuelven 75 g de nitrato de sodio en 500 ml de agua destilada, una vez disuelto se afora a 1000 ml y se esteriliza en autoclave a 15lb/in² durante 15 minutos. La solución de fosfato de sodio se puede preparar por separado disolviendo 5 g de fosfato de sodio monobásico en 500 ml de agua destilada y aforando posteriormente a 1000 ml, esterilizándose posteriormente a 15lb/in² durante 15 minutos. Se enfria a temperatura ambiente y después se guarda en refrigeración completamente tapado para evitar que se contamine. Ambas soluciones se pueden preparar en el mismo recipiente, dado que esta solución es saturada, si es necesario, se puede aplicar calor para disolver.

SOLUCIÓN DE VITAMINAS

La fuente de vitaminas que se utiliza en el laboratorio es una solución comercial conocida como "Incremin con Hierro" m.r., cuyo contenido se describe en el Cuadro 16. Una vez abierto el frasco, éste es guardado en refrigeración.

La solución vitamínica se usa antes de la siembra o inoculación y se proporciona directamente al medio de cultivo previamente esterilizado a razón de 1 gota por cada 300 ml en los volúmenes menores de 2 litros, y en los volúmenes de 20 litros se utiliza a razón de 1 gota por cada cuatro litros. En los cultivos de producción masiva no se utiliza ninguna fuente vitamínica.

Cuadro 16. Contenido vitamínico de INCREMIN con Hierro (m.r.).

Componente químico	g/100 ml
Monoclorhidrato de 1-Lisina	6
Clorhidrato de Tiamina (Vitamina B ₁ 93,300 U.I.)	0.2
Clorhidrato de Piridoxina (Vitamina B ₆)	0.1
Cianocobalamina (Vitamina B ₁₂)	500 mcg
Pirofosfato Férrico (Equivalente a 600 mg de fierro)	5
Vehículo c.b.p.	100 ml

m.r. = Marca registrada por el Laboratorio "Lederle". Hecho en México por Cyanamid de México, S. A. de C. V., Calzada de Tlalpan No. 3092, C. P. 04910, México, D. F.

Para preparar el medio de cultivo "f/2 de Guillard" modificado se realiza lo siguiente:

1. Se filtra un volúmen conocido de agua de mar, se regula la salinidad a 28 ‰ y se agregan las soluciones nutritivas en proporción de 1 ml por litro de agua de mar, 1 ml de la solución de metales traza (Cuadro 14) y 1 ml de la solución de macronutrientes (Cuadro 15).

2. El medio de cultivo preparado se vierte en los frascos de cultivo, los cuales se llenan hasta un tercio de su volúmen, se tapan con un tapón de algodón y gasa, y se cubren con un capuchón de papel aluminio o papel estraza, posteriormente se esterilizan en autoclave a 15 lb/in² por 15 minutos, Después se enfrían a temperatura ambiente y se guardan en refrigeración.

3. Antes de inocular se seleccionan los frascos con mejor calidad de cultivo, esto se aprecia por su color verde brillante, por la transparencia, por la cantidad de precipitados y por la edad del cultivo. Posteriormente se prepara el área para la inoculación o siembra de la microalga.

4. Las condiciones que se requieren para realizar un buen inóculo son: un área aséptica, de preferencia cerrada y sin ventilación, todo el material debe estar completamente limpio y estéril, disponer de al menos un mechero Bunsen y disponer de un campo mínimo de 30 cm², alrededor del mechero previamente encendido.

Los pasos a seguir para el inóculo son: destapar el frasco con el medio estéril, agregar la cantidad necesaria de la solución de vitaminas (Incremin con Hierro) y agregar un inóculo proporcional al 10% del volumen a cultivar. Inmediatamente después se tapa el frasco, se agita el medio de cultivo y se marca con la clave de la especie y la fecha de siembra.

5.- Cada 5 días se efectúa la siembra en series de recipientes de varios volúmenes (10, 250, 500, 1000 y 2000 ml) partiendo de un cultivo menor a uno de mayor volúmen, de acuerdo al método de cultivo por lotes conocido como "batch culture".

5.1.2 CULTIVO INTERMEDIO

La etapa subsecuente del cultivo de microalgas en laboratorio, se refiere al cultivo intermedio. El objetivo es la producción de la cantidad suficiente de microalgas para emplearse como inóculo en los cultivos masivos; en este caso se emplean garrafones de vidrio de 20 litros, los cuales se cultivan con medios enriquecidos de calidad analítica bajo condiciones controladas de temperatura, salinidad y fotoperíodo, el otro cultivo se realiza en tanques transparentes de policarbonato de 500 litros con un medio de cultivo enriquecido con fertilizantes agrícolas de calidad industrial, bajo condiciones naturales de temperatura, salinidad y luz solar.

Rutina para la preparación de los cultivos intermedios en recipientes de 20 litros:

1.- Se lavan los garrafones con ácido muriático al 10% y se enjuagan con agua dulce de 4-6 veces.

2.- Se llenan los garrafones con 2/3 partes de agua salada filtrada y esterilizada con luz UV (12 litros) y 1/3 parte de agua dulce (6 litros).

3.- Se agrega una solución de hipoclorito de sodio comercial (soln. 3-5%) en una proporción de 0.1 ml/l de agua. Se tapa con un tapón que incluye los tubos de vidrio para entrada y salida de aire. Este permanece en reposo por 8-12 horas. Posteriormente se pone suficiente aeración para eliminar el cloro. El cloro excedente se neutraliza con una solución 2N de tiosulfato de sodio, administrada en una proporción de 0.025 ml/l de agua en el recipiente de cultivo y se espera al menos dos horas antes de sembrar las microalgas.

4.- El medio de cultivo en garrafones de vidrio de 20 litros se enriquece con 4 gotas de la solución de vitaminas (Incremin con Hierro), 20 ml de solución de metales traza y 20 ml de la solución de macronutrientes.

5.-Cada garrafón se inocula, con un matraz de 2000 ml o dos de 1000 ml de cultivo de *Tetraselmis chui* de cinco días de edad. En casos extremos de mucha demanda se puede usar como inóculo los cultivos de otro garrafón.

Entre 5-7 días después de su inoculación los garrafones alcanzan una densidad de 2,800,000 cel/ml antes de su transferencia a los tanques exteriores.

En el caso de los cultivos intermedios mantenidos fuera de laboratorio, los recipientes de cultivo tienen volúmenes de 500 litros. Estos se lavan con una esponja empapada de una solución de cloro, se enjuagan abundantemente con agua dulce. Posteriormente se agregan 400 litros de agua de mar filtrada y 60 litros de agua dulce, después se enriquecen con los fertilizantes agrícolas de acuerdo a las cantidades dispuestas en el cuadro 17, se le pone aeración e inmediatamente después se inoculan con 2 garrafones de microalgas.

El suministro de los fertilizantes requiere de hidratación en agua dulce, posteriormente se licuan por 2-3 minutos y se vierten al agua del tanque de cultivo. La aeración mezclará en unos minutos los nutrientes y después estará listo para su inoculación o siembra.

En estos cultivos la densidad máxima alcanzada en los meses de invierno-primavera es de 1,500,000 cel/ml en 4-5 días.

Cuadro 17. Nutrientes para el cultivo intermedio y masivo.

Nombre del fertilizante (componente activo)	Cantidad (g/m ³)
Sulfato de Amonio	100
Superfosfato triple	10
Urea	5
Clewat 32	5

Clewat 32 : Es un quelante que se usa para cultivar algas.
Nombre comercial, Teikoku Kagaku Sangyo, Co. Ltd.
Tokyo, Japan.

5.1.3 PRODUCCION MASIVA

La etapa final del cultivo de microalgas es la producción masiva. Esta etapa se caracteriza por los bajos costos de operación y por los grandes volúmenes de producción. La

densidad celular más alta que se alcanza es de 1900,000 cel/ml (Fig. 25), con un promedio mensual de 650,000 cel/ml durante los primeros meses del año. Estos cultivos son utilizados directamente para alimentar los cultivos de rotífero, artemia y larvas de crustáceos.

La producción masiva de microalgas se realiza fuera de laboratorio, en diez tanques rectangulares de fibra de vidrio, con dimensiones de 1.6 x 3.0 x 0.8 m y un volumen efectivo para cultivo de 3000 litros. El procedimiento y manejo de este cultivo se efectúa de la misma manera que los cultivos intermedios fuera de laboratorio, sólo que éstos se siembran con un tanque de 500 litros. El agua de mar utilizada tiene la misma calidad de los cultivos anteriores e igualmente se enriquece con la misma concentración de fertilizantes del cuadro 17.

Cuando el cultivo presenta una buena calidad y una alta concentración celular, pueden cosecharse dos terceras partes y agregar más agua marina y fertilizantes para continuar con el cultivo. Después de 4-5 días, el nuevo cultivo alcanza la densidad óptima para ser utilizado como alimento.

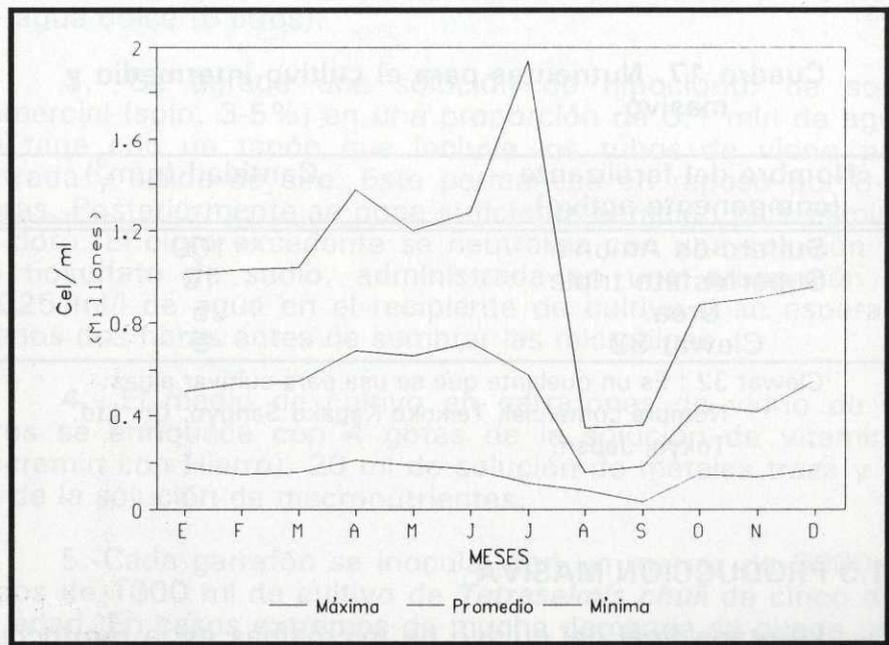


Figura 25. Densidad promedio mensual de *Tetraselmis chuii* en los cultivos masivos.

5.1.4 CONTAMINACIÓN

Los cultivos de microalgas, bajo condiciones naturales fuera de laboratorio, se encuentran expuestos a todos los factores ambientales, por lo que están propensos a contaminarse. Debido a que en esta etapa no se controla la calidad del agua, ni de los nutrientes. Además se encuentran expuestos a los contaminantes arrastrados por el aire y a regímenes extremos de temperatura, iluminación y evaporación. Por esta razón, diariamente se lleva un registro de la temperatura, salinidad, concentración celular, niveles de $\text{NO}_2\text{-N}$, NH_4 , O_2 y pH. El análisis del $\text{NO}_2\text{-N}$ es muy importante porque es un indicador de la descomposición orgánica y por lo tanto de la proliferación de bacterias y producción de NH_4 . Los niveles de $\text{NO}_2\text{-N}$ nunca deben de ser mayores de 400. Los niveles de pH abajo de 8 indican que la demanda de O_2 es mayor y que el cultivo está contaminado.

Con el incremento de la temperatura, durante el verano, generalmente los cultivos son contaminados por otros grupos fitoplanctónicos como las cianofíceas (algas filamentosas verde-azules). Estas se pueden contrarrestar agregando al cultivo una dosis de 10-30 ppm de una solución comercial de $\text{Na}(\text{ClO})_2$ (hipoclorito de sodio) al 10%, esta dosis se usa solo una vez. Otra solución es que las microalgas contenidas en el tanque no se utilicen para iniciar un nuevo cultivo y se recomienda emplearlo lo antes posible como alimento para los cultivos de zooplancton.

Otra fuente de contaminación son los cultivos de rotíferos y artemia, en este caso se deben tomar precauciones especiales como mantener separados los equipos de limpieza, sifones y bombas empleados en cada cultivo y los tanques de zooplancton nunca deben ser empleados para el cultivo de microalgas; en caso de presentarse contaminación por estos organismos, el tanque en cuestión debe desecharse, lavarse perfectamente con cloro y/o ácido muriático al 10% y enjuagarse abundantemente con agua dulce antes de su reutilización.

5.1.5 DETERMINACIÓN DE LA DENSIDAD Y CONDICIONES FÍSICO-QUÍMICAS

El método empleado para la determinación de la densidad es por medio de un hematocitómetro que posee una cuadrícula compuesta por 400 cuadros de 0.05 mm de longitud, la distancia entre el hematocitómetro y su cubierta es de 0.1 mm, entonces el volumen medido se calcula con la fórmula normal de un cubo. Contando el total de células de toda la cuadrícula, el número de células observadas corresponderá a un volumen total de 0.1 mm³; este número es entonces multiplicado por 10⁴, debido a que la densidad fitoplanctónica se expresa en términos de 1 ml de volumen.

Para el manejo óptimo del cultivo de microalgas es importante monitorear constantemente ciertos parámetros fisicoquímicos como la temperatura, salinidad, bióxido de carbono y pH ya que estos pueden servir como indicadores de la calidad del cultivo. Dependiendo de la especie fitoplanctónica seleccionada, ciertas condiciones fisicoquímicas son más favorables o más hostiles para su desarrollo; en el caso de *Tetraselmis chuii* los rangos óptimos son: una temperatura entre 20 y 26°C aunque soporta rangos extremos desde 16 hasta 34°C con un retraso en la fase de crecimiento, salinidad entre 25 y 35 ‰ con extremos de 20 y 45 ‰. Los niveles normales de pH en el cultivo se encuentran entre 8.7 y 9.3 valores más bajos indican contaminación, mientras que los niveles altos retardan el desarrollo de la especie.

PROCEDIMIENTOS PARA LA TOMA DE MUESTRAS Y CONTEO:

1.- Con una pipeta serológica de 5 ml, se toman 2 ml de muestra de cada tanque y se colocan en tubos de ensayo de 5 ml, en donde se fija la muestra con 2 ml de formol al 4% para facilitar su conteo.

2.- Después de unos segundos de fijada la muestra, se toma una alícuota con una pipeta pasteur previa homogeneización de la muestra y se coloca la cantidad necesaria en la muesca del hematocitómetro, de manera que penetre por capilaridad en la cuadrícula de conteo.

3.- Se cuenta el número total de células en la cuadrícula y se multiplica el total por 10⁴, considerando la dilución al 100% con el formol.

5.2 CULTIVO DE ZOOPLANCTON

Actualmente no se conocen dietas inertes adecuadas para el crecimiento y desarrollo de larvas de cabrilla; sin embargo, hay organismos vivos que constituyen un alimento nutricionalmente aceptable, de tamaño adecuado y fácil de producirlos masivamente, como el rotífero *Brachionus plicatilis* y los nauplios de *Artemia* sp., ambos organismos han sido utilizado tradicionalmente como alimento inicial de los primeros estadios larvales de peces marinos.

A medida que las larvas crecen sus requerimientos nutricionales se vuelven más complejos prefiriéndose el consumo de organismos planctónicos de mayor talla tales como nauplios y adultos de *Artemia* sp o bien copépodos como *Tigriopus* sp., en este manual se describen únicamente las técnicas de cultivo de rotíferos y *Artemia*.

El rotífero *Brachionus plicatilis* se desarrolla normalmente en temperaturas de 17 a 30°C y muere a temperaturas inferiores de 10°C. Presenta un crecimiento óptimo a 24-27°C, con un pH de 8.0 y una salinidad de 28‰, en estas condiciones alcanza su madurez sexual en tres días. La hembra con un cuerpo de 250-400 micras produce normalmente un huevo, aunque puede producir dos o cuatro huevos. El diámetro del huevo es de 56 a 120 micras. A una temperatura de 27°C, la eclosión del huevo se realiza en 2-4 días, luego empieza a nadar rápidamente y se nutre de las algas verdes. El alimento utilizado en la actualidad es *Nannochloropsis* sp., *Dunaliella* sp. y *Tetraselmis* sp. entre otras, también se usa la levadura de pan (*Sacharomices cerevisiae*) y la levadura de aceite conocida como w-yeast (Imada, et al., 1979; Kitajima, et al., 1980; Oka, et al., 1980; Las Granjas Piscícolas 1., OFCF, 1987).

El rotífero que se cultiva para alimentar las larvas de cabrilla fue obtenido en CICIMAR-IPN, mide 120-125 micras de largo y 80-150 micras de ancho y bajo las condiciones de cultivo que se tienen en la Planta de Producción Experimental de Larvas de Peces Marinos, se ha alcanzado producciones de

hasta 560 ind/ml. La densidad necesaria para iniciar el cultivo es de 30-40 org/ml, la cantidad es proporcional al volumen del estanque que se desee inocular, si las condiciones del cultivo son apropiadas, el número de rotíferos se duplica a los dos días y es posible inocular un nuevo tanque.

5.2.1 PROCEDIMIENTOS PARA DESARROLLAR EL CULTIVO

1.- En un tanque de 2000 litros, equipado con dos difusores de aire que proporcionan abundante aeración, se vierten 500-800 litros de "agua verde" (*Tetraselmis chuii*) con una densidad de 30×10^4 cel/ml, al cual se le regula la salinidad a 25-28 ‰ con 100-200 litros de agua dulce. Posteriormente se siembra la cantidad necesaria de rotíferos para obtener una densidad inicial de 30-40 ind/ml.

2.- Al día siguiente, se agregan 200-400 litros de *Tetraselmis* o bien agua salada filtrada y se agrega al tanque 1 gramo de levadura para pan (*Sacharomices cereviciae*) por cada millón de rotíferos. Previamente la levadura es hidratada y licuada.

3.- Cuando la densidad de rotíferos supera 100 ind/ml, se puede cosechar con la ayuda de bolsas colectoras con mallas de 60-140 micras, en relación con el tamaño de rotífero que se desee para alimentar a las larvas.

4.- Una vez cosechado el tanque, el volumen sustraído se debe reponer con microalgas o en su caso con agua salada, adicionando la cantidad de levadura necesaria.

5.- Después de 7-10 días de cultivo, la calidad del agua no es buena para el mantenimiento de los rotíferos, por lo que es recomendable la transferencia a un nuevo tanque. Por ello es importante observar diariamente, a la luz del microscopio, la movilidad de los rotíferos, la concentración de microalgas y el número de huevos para determinar su condición y concentración de alimento, ya que cada dos o tres días se consumen las microalgas, por lo que periódicamente se tiene que estar reponiendo la concentración inicial.

6.- Después de utilizar los tanques se limpian minuciosamente con cepillo y cloro enjuagándose con agua de

mar y posteriormente con agua dulce. Antes de iniciar un nuevo cultivo se repite el proceso de lavado.

5.2.2 DETERMINACIÓN DE LA DENSIDAD DE ROTÍFEROS

1.- Con una pipeta serológica se toman 2-3 muestras de 1 ml de cada tanque de cultivo, éstas se vacían en tubos de ensayo de 5 ml y se fijan con unas gotas de formol al 4%.

2.- Se deja reposar por unos 5-10 minutos para que se depositen los rotíferos en el fondo del tubo, posteriormente se decanta el agua y se succionan los rotíferos del fondo.

3.- Los rotíferos se colocan en una cámara de conteo y con la ayuda de un microscopio óptico se cuenta el número de rotíferos con cero, uno, dos, tres o más huevos adheridos y el número total de huevos libres. Con estos datos se determina la densidad y la tasa de reproducción del cultivo, seleccionándose el tanque que se puede cosechar.

Recientemente, la atención de los investigadores en piscicultura se ha centrado en ciertos ácidos grasos altamente insaturados (HUFA) que son esenciales para el desarrollo de las larvas y alevines de peces marinos. Se considera que aún cuando el rotífero ha sido alimentado con fitoplancton y levadura, estos no cubren los requerimientos nutricionales para el desarrollo de los peces; por ello actualmente se encuentran en el mercado varias dietas enriquecidas con aceites que contienen el nivel necesario de HUFAs, que complementan los requerimientos nutricionales de las larvas, este enriquecimiento se realiza de la siguiente manera:

1.- Temprano en la mañana, se dispone de la cantidad necesaria de rotíferos en tanques cónicos de 150 litros provistos de un difusor de aire, los cuales se han llenado previamente con *Tetraselmis chuii* y una emulsión de aceite "w 85", Oriental Kobo Kogyo Co. Ltd. Tokyo, Japón. Este se prepara licuando el aceite con agua salada a razón de 1 ml de aceite por cada 20 litros de microalgas. Esta concentración puede variarse de acuerdo a las necesidades nutricionales de las larvas.

2.- Después de 2-3 horas se lavan los rotíferos y se suministran a las larvas en la cantidad requerida.

5.3 CULTIVO DE *Artemia salina*

La *Artemia salina* es ampliamente utilizada en el campo de la acuicultura, los quistes de estos organismos pueden ser fácilmente incubados en cualquier lugar y tiempo. Los nauplios eclosionados son un alimento complementario y subsecuente a los rotíferos para larvas de peces y crustáceos. La *Artemia* sp. sirve como alimento en todos sus estadios, de esta manera los nauplios se alimentan con microalgas por algunos días para componer la dieta de los organismos más grandes.

El porcentaje de eclosión y la calidad nutricional de la *Artemia* depende de la cepa y por lo tanto es importante seleccionar una que sea acorde a las necesidades del cultivo.

5.3.1 PROCEDIMIENTO PARA EL CULTIVO

1.- Inicialmente se determina el porcentaje de eclosión de una cantidad conocida de los quistes de *Artemia* que se van a utilizar, para facilitar los cálculos posteriores.

2.- Se estima la cantidad necesaria de quistes de *Artemia* para alimentar a las larvas y se clorinan.

3.- Para clorinar, coloque los quistes en un recipiente con agua dulce y cloro en una concentración de 1ml/l, y mantenga con aeración profusa y continua por 30 minutos. Posteriormente colecte los quistes con la ayuda de una malla de 60-100 micras y enjuague abundantemente con agua dulce para eliminar el cloro.

4.- Los quistes de *Artemia* se incuban, de preferencia en tanques cónicos de 150 litros, con agua de mar filtrada con salinidad de 28‰, a 27-28°C y aeración profusa desde el fondo del tanque. En estas condiciones el nauplio eclosiona en menos de 20 horas.

5.- El nauplio de *Artemia* inicia su proceso de alimentación diez horas después de la eclosión, por lo que es recomendable agregar microalgas y ácidos grasos altamente

insaturados (HUFA) para enriquecerlos y complementar las necesidades nutricionales de las larvas de peces. El aceite utilizado en este caso es el aceite emulsificado "w 85".

6.- Para separar las cáscaras y quistes no eclosionados de los nauplios de *Artemia* se requiere cerrar el suministro de aire y oscurecer la parte superior del tanque, con ello las cáscaras y quistes no eclosionados flotarán a la superficie, separándose de los nauplios que nadarán hacia la parte iluminada del tanque. La colecta de los nauplios se efectúa por el fondo del tanque reteniéndose en mallas de 100-300 micras.

7.- En caso de necesitarse *Artemia* adulta, una parte de los nauplios eclosionados se transfieren a otro tanque y se alimenta con *Tetraselmis* por 48-96 horas de acuerdo con la talla que se desee proporcionar como alimento a los alevines.

5.4 COLECTA DE ZOOPLANCTON

En el medio natural, las larvas de peces se alimentan de los numerosos organismos que componen el plancton, principalmente de los pertenecientes al grupo de los calanoideos y harpacticoideos. Por lo que en la producción de larvas se requiere de un suministro oportuno de éstos organismos; una forma de obtenerlos es mediante su cultivo, pero considerando el alto costo que tiene su producción, se propone como alternativa la colecta de zooplancton silvestre.

En la figura 26 se esquematiza la colecta de zooplancton de acuerdo al método probado por Izawa y Bin Salleh (1989), el cual consiste en:

1) Una jaula semi-sumergida de 1m³, con malla marina de 1 cm² en el exterior y una malla plástica de 1 mm² en el interior.

2) Una lámpara de 40 watts instalada encima de la jaula a un metro de la superficie.

3) Una bomba sumergible de 1/15 HP, instalada a 30 cm bajo la superficie del agua, en medio de la jaula.

4) Un tanque de colecta de 1 m³ de capacidad, equipado con un tubo de rebosamiento cubierto por una malla de 100 micras.

La colecta se realiza durante la noche, para ello la lámpara y la bomba se conectan a un controlador de encendido y apagado, de acuerdo con el atardecer y el amanecer.

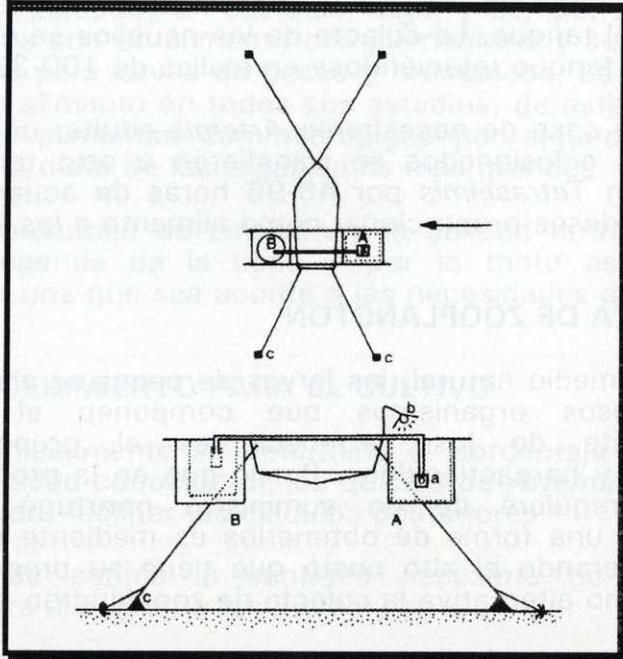


Figura 26. Esquema del sistema para colecta de zooplancton. A) Jaula de captura, malla de 1 mm, B) Jaula colectora, malla de 100 micras, a) bomba sumergible, b) lámpara de 80 watts, c) block de concreto de 100 kg.

VI. ENFERMEDADES Y TRATAMIENTOS

Generalmente el objetivo de un piscicultivo es el de producir el mayor número de peces en un espacio reducido, aumentándose la densidad paralelamente con el avance de las técnicas de cultivo. Como consecuencia, en caso de ocurrir una enfermedad, ésta se extenderá rápidamente a un gran número de peces, produciendo grandes pérdidas.

Cuanto mayor sea la densidad de cultivo, mayor será el estrés de los peces por la competencia de espacio y alimento, por lo mismo aumentará la cantidad de alimentos residuales y materias de excreción, con la consiguiente alteración de la calidad del agua, debido a la proliferación de bacterias y producción de compuestos tóxicos, desmejorando con ello la salud de los peces cultivados, que estarán predispuestos a contraer enfermedades.

Para la preparación de este capítulo se contó con la información publicada por Chong y Chao (1986) y el texto de "Las Granjas Piscícolas I" editado por OFCF (1987). Con ésta información sólo se pretende hacer algunas recomendaciones para prevenir algunas enfermedades y como curarlas, aunque la mejor recomendación es tener una buena vigilancia de los peces, para eliminar inmediatamente al pez muerto o enfermo para evitar los focos de infección, observar su comportamiento y apetito, y mantener la mejor calidad del agua y del alimento.

6.1 CLASIFICACION DE ENFERMEDADES

Las enfermedades se clasifican según su origen en:

a) **Enfermedades parasitarias:** se caracteriza por propagarse rápidamente, éstas generalmente son causadas por;

- 1) Protozoarios (Esporozooos, Mastigóforos, Cilióforos)
- 2) Platelminos (Tremátodos, Castodos)
- 3) Aschelminos (Nemátodos)
- 4) Acantocéfalos
- 5) Annélidos (Sanguijuelas)

6) Artrópodos (Copépodos, Branchiura, Cirripedios, Isópodos)

b) Enfermedades de origen no parasitario: éstas son causadas por factores ajenos a los parásitos y se clasifican en;

1) Enfermedades alimenticias, causadas por una alimentación deficiente, ya sea por una mala calidad o por un exceso.

2) Enfermedades ambientales causadas por cambios en el medio acuático como la contaminación del agua, temperatura, iluminación, etc.

6.1.1 ENFERMEDADES VIRALES

Los virus son los agentes patógenos más pequeños, presentes en todos los organismos vivos, y se multiplican únicamente dentro de las células vivas, mientras que las bacterias pueden multiplicarse en organismos muertos y en medios líquidos, gelatinosos, etc. que contengan nutrientes. Las bacterias se presentan en diversas formas, tales como esféricas, en barra, de bacilo, en espiral, etc., pero su ancho siempre es menor que una micra. La mayoría de las bacterias se multiplican por división simple, algunas tienen movilidad y otras no se mueven. Las bacterias se clasifican en grampositivas o gramnegativas de acuerdo a su comportamiento ante el colorante Gram.

6.1.2 ENFERMEDADES BACTERIANAS

Las enfermedades más comunes en los peces marinos son de origen bacteriano, su estudio se remonta a los finales del siglo XIX, aunque continúan apareciendo nuevas enfermedades bacterianas junto con el avance de la industria de la producción y cultivo de semillas y ejemplares adultos.

Estas enfermedades se presentan en peces de agua dulce y agua marina y atacan indiferentemente de la edad, tamaño o sexo. La vibriosis ocurre principalmente en los peces marinos cultivados en jaulas flotantes, en zonas donde el movimiento del agua es muy lento y se suceden cambios de temperatura de 20 a 30°C.

Los peces afectados pierden el apetito y muestran una coloración rojiza en la base de las aletas y en el abdomen. En una etapa más avanzada empiezan a tener hemorragias, inflamación y úlceras en las lesiones. Las hemorragias se observan en forma de manchas en la piel, músculos, hígado, riñones, etc.

Una enfermedad muy común es la infección causada por *Streptococcus* sp. y consiste en exoftalmia, enrojecimiento o hemorragia del lado interno del opérculo, etc., cuando la temperatura del agua es baja, y cuando la temperatura del agua es alta, presenta como síntomas adicionales el enrojecimiento y la putrefacción de las aletas, inflamación de los costados, conteniendo mucosidad sangrante o úlceras. En los órganos internos se observan puntos o manchas sangrantes en los ciegos pilóricos, hígado, bazo, riñón, etc. Las bacterias que causan esta infección son esféricas grampositivas, de forma oval e inmóviles.

La enfermedad del riñón también es causada por una bacteria y es de naturaleza sumamente crónica. Los signos externos son protrusión de los ojos (exoftalmia), inflamación del abdomen, puntos sangrantes y vesículas por toda la superficie externa. Internamente se observa en la parte posterior del riñón, inflamaciones de color blanquecino de tamaño irregular que contiene una mucosidad cremosa. Estas inflamaciones pueden aparecer también en el hígado, bazo o corazón. Los peces afectados sufren de anemia severa y en numerosos casos sufren hidropesía abdominal (ascitis). La bacteria patógena de esta enfermedad es la *Renibacterium salmoninarum*, es una bacteria grampositiva de 0.3-0.5 x 0.5-1.0 micras, con forma de bacilos cortos y son inmóviles.

La Nocardosis es también una enfermedad originada por bacterias, esta enfermedad se presenta todo el año, en las zonas donde la temperatura del agua es mayor de 15 °C. Los síntomas externos no son aparentes, pero el pez se debilita gradualmente hasta que muere. Por lo que los peces afectados mueren diariamente a escalas reducidas y durante un período largo. Algunas características de esta enfermedad son numerosas inflamaciones cutáneas y nódulos blancos y pequeños en los riñones y bazo. En algunos peces sólo se pueden observar nódulos en las branquias y hemorragias o ulceraciones alrededor de la boca. El agente causal es una

bacteria grampositiva de forma esférica denominada *Nocardia kanpachi*, esta bacteria es inmóvil y forma un micelio desmenuzable (formación filamentosa).

6.1.3 ENFERMEDADES NO BACTERIANAS

Además de las bacterias, numerosos organismos viven en el cuerpo de los animales acuáticos, causando diversos daños en el hospedador, como es el caso de la Oodinirosis, causada por *Amyloodinium ocellatum*, éste parásito es un flagelado que vive en los peces marinos y se adhiere en la superficie de las branquias y en la piel. El *Amyloodinium* sp. se desplaza nadando libremente en el agua por medio de los flagelos y se fija al hospedador con ayuda de unas prolongaciones de aspecto radicular, una vez fijo al hospedador desprende los flagelos. La fase parasitaria mide de 30 a 115 micras, y se desarrollan lesionando a los peces hospedadores. Al crecer, se separan del hospedador aflojando las prolongaciones de aspecto radicular y efectúa el enquistamiento. Cada quiste tiene 256 dinosporas, las cuales se desprenden para formar nuevamente el estado parasitario. Estos microorganismos subsisten a temperaturas mayores de 25°C y raramente se multiplican a temperaturas menores de 20°C.

La enfermedad de puntos blancos en peces marinos es causada por *Cryptocaryon irritans* (también conocido como *Ichthyophthirius marinus*), este ciliado ataca cuando la temperatura del agua se eleva de 15 a 25°C. Los puntos blancos se observan en las branquias, aletas y boca. Cuando los puntos blancos se encuentran en las branquias, estos destruyen el tejido y causan la muerte del pez en una semana.

Otra enfermedad producida por miembros de la familia branchiura es la caligosis, esta enfermedad es causada por *Caligus spinosus* que parasita la cavidad bucal y el arco branquial de algunos peces marinos como el lucio ambarino y el lucio rayado, mientras que la hembra de *C. amplifurcus* es conocida por parasitar a *Longirostrum delicatissimus* adheriéndose al pedúnculo caudal. Al adherirse numerosos parásitos a una zona, empiezan a destruir la piel y al dejar expuesto el tejido subcutáneo se permite la entrada a infecciones secundarias como vibriosis y otras enfermedades.

6.1.4 ENFERMEDADES NO PARASITARIAS

Todos los organismos que habitan un medio acuático, son especialmente susceptibles a enfermedades ocasionadas por los cambios en el clima, en los componentes químicos del medio, en la penetración de la luz, etc. Estos seres son fácilmente influenciados por las sustancias contaminantes de origen externo aparte de las producidas por su propio metabolismo por lo que su salud se encuentra frecuentemente amenazada por estos factores ambientales.

También son susceptibles a enfermedades de origen alimenticio, como lo son las debidas al contenido nutritivo, ya sean en exceso o en deficiencias de aminoácidos esenciales, vitaminas, o mezcla inadvertida de sustancias tóxicas en los alimentos, o las debidas a la cantidad proporcionada en las raciones diarias.

Dentro de las enfermedades de origen no parasitaria se encuentra la enfermedad de las burbujas, ocasionada por la saturación de gas en el agua. Esta enfermedad puede ser producida por el exceso de gas nitrógeno u oxígeno en el agua el cual penetra en el cuerpo formando burbujas de aire en la epidermis de las aletas y de la cabeza. También puede observarse exoftalmia (protrusión de los ojos) e inflamación del abdomen. Los peces enfermos tienden a flotar, nadan en forma alterada y finalmente mueren, debido a que las burbujas de gas obstruyen el corazón, branquias y otras partes del sistema vascular sanguíneo. Como medida curativa se efectúa la eliminación de los gases cambiando el agua.

Cuando el gas es debido a una sobresaturación de oxígeno, causado por una superabundancia de plantas acuáticas y fitoplancton, los peces afectados se recuperan rápidamente al ser transferidos a aguas limpias y frías.

También es un problema las quemaduras por sol, cuando los alevines cultivados en tanques interiores son transferidos a cultivos exteriores, en donde quedan expuestos a la acción de los rayos ultravioletas, ocasionando quemaduras solares. Estas se aprecian como cambios de color en la piel de la cabeza, la cual se torna blanco-grisáceo debido a la necrosis cutánea. Para evitar este efecto, se debe proteger a los peces poniendo una cubierta oscura sobre las jaulas o tanques de cultivo.

6.2 TRATAMIENTOS PREVENTIVOS Y CURATIVOS

Para contrarrestar una enfermedad se deben tomar medidas preventivas y medidas curativas. Como medidas preventivas se debe considerar una buena condición de vida biológicamente sana a fin de protegerlos contra las enfermedades. Las medidas curativas consisten en utilizar los procedimientos médicos adoptados para combatir la causa de la enfermedad y restablecer la salud.

Las enfermedades que afectan a los peces presentan numerosas dificultades, debido a que el ambiente acuático en que viven sufre grandes variaciones y no es fácilmente accesible al hombre. Algunas veces se invierte grandes cantidades de dinero para curar una enfermedad, pudiendo causar el fracaso de una empresa piscícola. Por lo tanto, es mejor prevenir las enfermedades, prestando suma atención a los cuidados e higiene.

6.2.1 MEDIDAS PREVENTIVAS

El cultivo de peces marinos en jaulas flotantes, implica un considerable manejo de los organismos, ya que se requiere de un cambio periódico de jaulas para evitar la acumulación de desechos y el crecimiento de los organismos incrustantes ("fouling"). En cada manipulación los peces se estresan y sufren daños físicos tales como heridas y pérdidas de escamas, que los hace sensibles al ataque de agentes patógenos oportunistas. Una forma de evitar estos daños es no proporcionar alimento antes del manejo y tratarlos gentilmente.

Una alimentación de buena calidad es importante para mantener organismos en buena condición y resistentes a enfermedades. Para evitar los focos de infección es necesario mantener limpios los equipos y materiales de cultivo, tales como estanques, jaulas, equipo de preparación y transporte de alimento. También es importante limpiar los fondos de los tanques y jaulas, en este caso se recomienda su traslado a otro sitio para evitar la acumulación de sedimentos en el lecho marino.

Para evitar la difusión de microorganismos patógenos es necesario extraer inmediatamente los peces enfermos o muertos, y para prevenir la propagación, en el caso de

introducción de peces, huevos o alevines de otros lugares es necesario efectuar una desinfección antes del transporte, en el cuadro 18 se muestran algunas medidas sanitarias. Los peces y huevos producidos en un país extranjero deberán contar con una certificación sanitaria del país productor.

6.2.2 MEDIDAS CURATIVAS

Una enfermedad parasitaria se puede tratar mediante la aplicación de medicamentos, estos se pueden administrar con el alimento, por medio de una inyección o externamente con un baño.

La administración oral se efectúa en tratamientos de enfermedades de origen bacteriano, para exterminar parásitos internos y para prevenir y tratar enfermedades nutricionales y de intoxicación. El baño químico se utiliza para la exterminación de parásitos externos y para prevenir enfermedades bacterianas y de hongos. La inyección se utiliza básicamente en los reproductores. Los medicamentos más usados en peces, las dosis y duración del tratamiento se especifican en el Cuadro 19, tomado de "Las Granjas Piscícolas 1", Overseas Fishery Cooperation Foundation 1987.

Al dosificar los medicamentos, ya sea en forma oral o en baños químicos, es necesario considerar algunos factores como el tamaño, edad, condición fisiológica del animal, temperatura y calidad del agua, así como la fase de la enfermedad. De cualquier modo, es importante detectar cuanto antes el brote de la enfermedad y tomar las medidas adecuadas para la administración del tratamiento curativo.

Cuadro 18. Medidas de sanidad para la importación de crías de cabrilla.

Sanidad	Tratamiento	Incremento (%) supervivencia	Observaciones
Antes del embarque	Acriflavine en concentración de 10 ppm (baño de media hora)	80 (Variable)	Especial para peces heridos
Durante el transporte	Nitrofurazona en concentración de 10 ppm en el agua de transporte	10	Conveniente
Al recibir los peces o 4 días despues de su llegada	Baños de 1 hora con Formol (100 ppm), combinado con baños de Nitrofurazona (30 ppm) por 4 horas. (Repetir si es necesario)	20	Es altamente efectivo, pero requiere de tanques, difusores de aire y mano de obra
Profilaxis	Oxitetraciclina en dosis de .5/kg en el alimento (por 7 días).	Mas del 10 (Variable)	No actúa sobre los parásitos y puede retardar el crecimiento.

Fuente: Chong, Y. C. y T. M. Chao (1986).

Para exterminar los microorganismos patógenos tales como virus, bacterias, protozoos, etc., se recomienda el lavado de los tanques con cloro y su posterior secado. Cuando el cultivo se realiza en estanques descubiertos se sugiere desinfectar esparciendo cal viva en el fondo del estanque a razón de 400 g/m² y como tratamiento desinfectante para los peces colectados se usa cloro disuelto en el agua del estanque en concentraciones de 3 ppm.

Otro desinfectante efectivo y seguro es el yodo, éste se emplea para desinfectar los huevos fertilizados de muchos peces y se usa en concentraciones de 25 ppm durante 5 minutos antes y después de despacharlos.

En la exterminación de parásitos externos tales como flagelados, ciliados y tremátodos, normalmente se sumerge al animal en un baño químico, en el cual se usa formol, ácido acético glacial, sal permanganato de potasio, sulfato de cobre y colorantes como el azul de metileno y verde de malaquita.

Por lo general no existe diferencia entre la concentración efectiva de estos químicos para combatir los parásitos, pero para la correcta utilización, se debe prestar atención a la dosis y duración del tratamiento, observando atentamente el comportamiento de los peces mientras se efectúa el baño.

Cuadro 19. Normas para el uso de medicamentos en peces.

Medicamento	Dosis (mg)	Tratamiento	Especies aplicables	Enfermedades aplicables	Días *
Hidroclorato de Oxitetraciclina	50	Se mezcla con el alimento una dosis diaria/kg del peso total del pez (vía oral)	Pez limón	Vibriosis	10
			Besugo rojo	Vibriosis	10
			Carpa	Aeromonas	10
			Angila	Aletas rojas	30
			Trucha	Furunculosis	30
			Ayu	Vibriosis	10
Hidroclorato de Oxitetraciclina	50	Se disuelve en agua una dosis diaria/l de agua (baño)	Besugo rojo	Vibriosis	10
Hidroclorato de Clorotetraciclina	50	Se mezcla con el alimento una dosis diaria/kg del peso total del pez (vía oral)	Pez limón	Vibriosis	10
			Anguila	Aletas rojas y paracolo	15
			Ayu	Vibriosis	15
Hidroclorato de Clorotetraciclina	30	Se disuelve en agua una dosis diaria/l agua (baño)	Anguila	Aletas rojas y paracolo	10
Cloranfenicol (cloromicetina)	50	Se mezcla con el alimento una dosis diaria/kg del peso total del pez (vía oral)	Pez limón	Vibriosis y pseudotuberculosis	15
			Carpa	Aeromonas	10
			Anguila	Aletas rojas y paracolo	20
			Trucha	Furunculosis y vibriosis	10

* Días de espera antes del embarque.

Fuente: Overseas Fishery Cooperation Foundation. 1987, tomado del informe No. 3 "Uso de drogas para los peces", preparado por la oficina de pesquerías de Japón (1 de Abril de 1982).

VII. BIBLIOGRAFIA CITADA

- AVILES-QUEVEDO, A., 1990. Crecimiento de la almeja catarina (*Argopecten circularis*) en función del alimento, con anotaciones sobre su biología y desarrollo. Tesis de Maestría, CICIMAR-IPN, 81 p.
- AVILES-QUEVEDO A. y M. IIZAWA, 1993. Manual para la construcción y operación de jaulas flotantes para el cultivo de peces marinos. (ED) JICA, SEPESCA, INP 29 p.
- AVILES-QUEVEDO A., M. IIZAWA, R. RODRIGUEZ-RAMOS, U. MACGREGOR-PARDO, C. ZUÑIGA-PACHECO, A. RINCON-ARCE, y L. MENDEZ-LOPEZ, 1993. Aspectos reproductivos de la cabrilla *Paralabrax maculatofasciatus* (Steinachner, 1868) en el período de enero a diciembre de 1992 en el área de Bahía Falsa, B.C.S. Informe Técnico del CRIP-La Paz. 16 p. (inédito).
- AVILES-QUEVEDO A., M. IIZAWA, R. RODRIGUEZ-RAMOS, U. MACGREGOR-PARDO, A. RINCON-ARCE, C. ZUÑIGA-PACHECO y L. MENDEZ-LOPEZ, 1993. Estudio preliminar para evaluar el cultivo en jaulas flotantes de la cabrilla *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868) y los pargos *Lutjanus aratus* (Gunther, 1864) y *L. argentiventris* (Peters, 1869). Informe técnico del CRIP-La Paz. 16 p. (inédito).
- BARRERA-GUEVARA, J.C., M.J. ROMAN-RODRIGUEZ y H.A. LICON-GONZALEZ, 1994. Desarrollo de la Biotecnología para el Cultivo de la Totoaba. SEPESCA/Gob. del Edo. de Sonora/CIDESON, 89 p.
- BUTLER, J.L., H.G. MOSER, G.S. HAGEMAN y L.E. NORDGREN, 1982. Developmental stages of three california sea basses (*Paralabrax*, Pisces, Serranidae). CalCOFI Rep., Vol. XXIII: 252-268.
- CHAO, T.M., L.C. LIM y L.T. KHOO, 1993. Studies on the breeding of brown-marbled grouper (*Epinephelus fuscoguttatus* Forsskal) in Singapore. In: Cheng-Sheng Lee, Mao-Sen Su y I Chiu Liao (Eds): Finfish Hatchery in Asia'91, T.M.L. Conference Proceedings No. 3: 143-156.
- CHONG, Y.C. y T.M. CHAO, 1986. Common diseases of marine foodfish. Ministry of National Development, Rep. of Singapore. 33 p.
- DHERT, P., P. LAVENS y P. SORGELOOS, 1992. State of the art of asian seabass *Lates calcarifer* larviculture. *Journal of the World Aquaculture Society*. Vol. "3, No. 4:317-329.
- DOI, M. y T. SINGHAGRAIWAN, 1993. Biology and culture of the red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*. The Eastern Marine Fisheries Development Center, Dept. Fish., Ministry of Agriculture and Cooperatives, Thailand. 51 p.
- DOI, M., M. bin Hj. MOHD NAWI, N.R. bin NIK LAH y Z. bin TALIB, 1991. Artificial propagation of the grouper, *Epinephelus suillus* at marine finfish hatchery in Tanjong Demong, Terengganu, Malaysia. Dept. of Fisheries 50628 Kuala Lumpur. Bilangan 167: 40 p.
- FUKUHARA, O., 1977. On the skeletal abnormalities of reared sea bream *The Aquaculture* 25(2):41-45.
- FUKUHARA, O., 1978. Development of biological characters in early stages of seed production of commercially important marine fishes. In: Sindermann C.J. (ed.) Proceedings of the 7th U.S: Japan meeting on aquaculture, marine finfish culture, Tokyo, Japan. NOAA Tech Rep. NMES 10: 3-9.
- GUILLARD, R.R.L., 1972. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. Smith, W.L. y M.H. Chanley (eds.) Culture of marine invertebrate animals. New York: 29-60.
- IIZAWA, M. y U. BIN SALLEH, 1989. A manual for seabass, *Lates calcarifer* larval rearing and food organism culture. University Pertanian Malaysia, Serdang y JICA. Tokyo, Japan. 48 p.
- IIZAWA, M., 1983. Ecologie trophique des larvaes du loup *Dicentrarchus labrax* (L) en Elevage. Tesis (L) en

- Elevage. Tesis para obtener el grado de Doctor, Université des Sciences et Techniques du Languedoc, Montpellier, 140 p.
- IKENOUE, H. y T. KAFUKU, (eds), 1992. *Modern methods of aquaculture in Japan* 2nd ed. Kodansha Ltd. Tokyo. 272 p.
- IMADA, O., Y. KAGEYAMA, T. WATANABE, C. KITAJIMA, S. FUJITA e Y. YONE, 1979. Development of a new yeast as a culture medium for living feeds used in the production of fish seed. *Bull. Japan. Soc. Sci. Fish.*, 45:955-959.
- KITAJIMA, C., H. IWAMOTO y S. FUJITA, 1977. Relation between curvature of vertebral column and undeveloped swim bladder in hatchery-reared sea bream, *Pagrus major*. *Bull. Nagasaki. Pref. Inst. Fish.* 3:23-32.
- KITAJIMA, C., T. ARAKAWA, S. FUJITA, O. IMADA, T. WATANABE e Y. YONE, 1980. Dietary value for red sea bream larvae of rotifer *Brachionus plicatilis* cultured with a new type of yeast. *Bull. Japan. Soc. Sci. Fish.*, 46:43-46.
- MATUS-NIVON, E., R. RAMIREZ-SEVILLA y R. MARTINEZ-PECERO, 1987. Descripción del huevo y primeras fases larvales de *Calamus brachysomus* (Lockington)(Pisces:Sparidae). *Inv. Mar. CICIMAR*, 3(2): 43-52.
- MATUS-NIVON, E., R. RAMIREZ-SEVILLA, R. MARTINEZ-PECERO y J. L. ORTIZ GALINDO, 1990. Potencial acuacultural de ocho especies de peces marinos del Pacífico Mexicano, con base en su biología temprana. En: De la Lanza-Espino, G. y J. L. Arredondo Figueroa (eds). *La Acuicultura en México: de los conceptos a la producción*. 67-74.
- NICA. 1986. Technical manual for seed production of seabass. National Institute of Coastal Aquaculture. Kao Seng Songkhla, Thailand, 49 p.
- OKA, A., N. SUZUKI y T. WATANABE, 1980. Effect of fatty acids in rotifers on growth and fatty acid composition of larval Ayu *Plecoglossus altivelis*. *Bull. Japan Soc. Sci. Fish.*, 46:1413-1418.
- OFCF, 1987. *Las granjas piscícolas 1*. Overseas Fishery Cooperation Foundation, Japan. 194 p.
- RAMIREZ-SEVILLA, R., E. MATUS-NIVON y R. MARTINEZ-PECERO, 1986. Descripción del huevo y larva temprana de *Cynoscion parvipinnis* Ayres (pisces: Scianidae). *Inv. Mar. CICIMAR*, 3(1): 39-52.
- RODRIGUEZ-ORTEGA, I.P., F. MELLADO-GUERRERO, F.A. MENDEZ, H. DOMINGUEZ-GUEDEA y A. ORTEGA-VIDAL, 1994. Desarrollo Científico y Tecnológico para el Cultivo de Pargo (*Lutjanus* sp.) en Jaulas Flotantes. SEPESCA/IAES., 85 p.
- SHOKITA, S., K. KAKAZU, A. TOMORI y T. TOMA, (Eds.). 1991. *Aquaculture in tropical areas*. Midori Shobo Co., Ltd. Japan. 360 p.
- SORGELOOS, P. y J. SWEETMAN, 1993. Aquaculture success stories. *World Aquaculture*, Vol(24):4-14.
- TUCKER, J. W. y D. E. JORY, 1991. Marine fish culture in the Caribbean Region. *World Aquaculture*, 22(1):10-27.
- VON BERTALANFFY, L., 1938. A quantitative theory of organic growth. *Hum. Biol.*, 10(2): 181-213.
- WATANABE, T., 1988. Fish nutrition and mariculture. JICA textbook, Kanagawa International Fisheries Training Center., 233 p.

VIII. ANEXOS

8.1 FORMAS DE REGISTRO PARA SEGUIMIENTO DE CULTIVO EN JAULAS FLOTANTES

CENTRO REGIONAL DE INVESTIGACION PESQUERA
PROYECTO "Cultivo Intensivo de Peces Marinos"
UNIDAD DE CULTIVO EXPERIMENTAL EN JAULAS FLOTANTES
BAHIA FALSA, B.C.S.

Tabla 1.- Datos de la colecta de peces.

Fecha _____		Area _____			
Localidad: _____		T°C _____			
Especie	Talla (cm)	Peso (g)	Sexo	Estado de madurez	Observaciones

CENTRO REGIONAL DE INVESTIGACION PESQUERA
PROYECTO "Cultivo Intensivo de Peces Marinos"
UNIDAD DE CULTIVO EXPERIMENTAL EN JAULAS FLOTANTES
BAHIA FALSA, B.C.S.

Tabla 2.- Registro diario de parámetros físico-químicos en el cultivo de peces en jaulas flotantes.

Fecha	jaula #	Especie	Edad (Días)	T°	S ⁰ / ₁₀₀	pH	O ₂	Biomasa (kg)	Alimento (kg)	Anotaciones

CENTRO REGIONAL DE INVESTIGACION PESQUERA
 PROYECTO "Cultivo Intensivo de Peces Marinos"
 UNIDAD DE CULTIVO EXPERIMENTAL EN JAULAS FLOTANTES
 BAHIA FALSA, B.C.S.

Tabla 3.- Registro del crecimiento de peces bajo cultivo en jaulas flotantes.

Fecha: _____ . Especie: _____ # jaula _____ .
 Edad: _____ días. No. de ejemplares: _____ Biomasa: _____ Kg.

#	Longitud Total (cm)	Longitud Estandar (cm)	Peso Total (g)	Sexo	Estado de madure	Biomasa			Observaciones
						I	II	III	
1									
2									
3									
4									
5									
6									
7									
8									
9									
0									

- I: Se cambia a otra jaula porque esta muy grande.
- II: Enfermo, se aísla para tratamiento.
- III: Herido, se aísla para tratamiento.

CENTRO REGIONAL DE INVESTIGACION PESQUERA
 PROYECTO "Cultivo Intensivo de Peces Marinos"
 UNIDAD DE CULTIVO EXPERIMENTAL EN JAULAS FLOTANTES
 BAHIA FALSA, B.C.S.

Tabla 4.- Registro del cultivo de reproductores.

Fecha	jaula #	Madurez gonádica	T°C	S ^o / _{oo}	pH	Alimentación		Observaciones
						Tipo	Cantidad	

- Tipo de alimento: A) balanceado, B) pescado y calamar descongelado.
- Cantidad: kilogramos de alimento/biomasa.

8.2. FORMAS DE CONTROL EN LA PRODUCCION DE LARVAS.

CENTRO REGIONAL DE INVESTIGACION PESQUERA
 PROYECTO "Cultivo Intensivo de Peces Marinos"
 PLANTA DE PRODUCCION EXPERIMENTAL DE LARVAS DE PECES MARINOS.

Tabla 5.- Registro de reproductores en los tanques de desove.

Fecha	Tanque #	Especie	hembras #	T°C	S ^o / _{oo}	pH	O ₂	Alimento tipo/cantidad	Anotaciones

CENTRO REGIONAL DE INVESTIGACION PESQUERA
 PROYECTO "Cultivo Intensivo de Peces Marinos"
 PLANTA DE PRODUCCION EXPERIMENTAL DE LARVAS DE PECES MARINOS.

Tabla 6.- Registro de desove, fertilización e incubación.

Fecha	# huevos flotantes	# huevos muertos	# huevos totales	huevos viables (%)*	tamaño huevo (mm)	tamaño gl. aceite (mm)	eclosión (%)	T°C

*.- indicativo de la calidad de los huevos.

