

PROTOCOLO DE REPRODUCCIÓN DE LENGUADO NATIVO
Paralichthys adspersus (Steindachner, 1867), BAJO CONDICIONES
DE LABORATORIO



PROTOCOLO:

REPRODUCCIÓN DE LENGUADO NATIVO *Paralichthys adspersus* (Steindachner, 1867), BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO

Autores: Ing. Víctor Chili Layme, Ing. Luis Rodríguez RUIRO e Ing. Jorge Pino Choqueadaza
Centro de Acuicultura Morro Sama
Lugar y Fecha: Tacna, Marzo 2009

I. INTRODUCCIÓN

Los peces planos son después de los salmónidos, los que muestran las mejores perspectivas de desarrollo, dada su excelente calidad, alto precio y demanda en los mercados internacionales como Europa y Japón.

El cultivo de peces marinos es hoy una práctica rentable en la mayor parte del mundo, con una producción que se ha venido incrementando año a año desde sus inicios en la década de los 90, debido en especial a la investigación desarrollada en este periodo, de manera particular en lo que se refiere a la producción manejada de alevinos.

Las formas de obtención de alevinos o juveniles utilizados normalmente en acuicultura son: del ambiente natural, o de la producción en hatchery, donde se pueden controlar todos los procesos como el manejo y acondicionamiento del plantel de reproductores, de la incubación y del desarrollo larval hasta la obtención de alevinos.

El lenguado nativo *Paralichthys adspersus*, es un pez plano que constituye una de las especies que sustentan la pesquería artesanal en el Perú, no solo por su importancia comercial y por los tonelajes desembarcados, sino también por la preferencia del consumidor debido a su exquisitez, alcanzando altos precios en el mercado local. Cit. por M. Samané y J. Castañeda (1999).

II. ANTECEDENTES

Como referencia cercana podemos citar las primeras experiencias de cultivo de peces planos en Chile que las inicia, entre 1982 y 1985, Fundación Chile con la introducción y cultivo experimental del turbot (*Scophthalmus maximus*) o rodaballo. En 1984, en Chile se inician los primeros trabajos de investigación de fecundación artificial y mantención de larvas de lenguado de ojos chicos (*Paralichthys microps*), posteriormente en 1986, en el Departamento de Acuicultura de la Universidad Católica del Norte, también se desarrolló un proyecto para determinar la factibilidad del cultivo de lenguados (*P. microps* y *Paralichthys adspersus*).

Con el propósito de diversificar la actividad de acuicultura de alto potencial económico, FONDEPES en 1998, lleva a cabo la introducción del Turbot o rodaballo *Scophthalmus maximus* con la finalidad de adaptar la tecnología del cultivo intensivo en la costa sur del país, obteniendo resultados alentadores en la fase de

SUB DIRECCIÓN DE ASISTENCIA TÉCNICA Y TRANSFERENCIA TECNOLÓGICA – SDATTT

Av. Petit Thouars N° 115 – Lima – Teléfono: +51 1 7068516

www.fondepes.gob.pe

engorde. Paralelamente se trabajó con la adaptación al cultivo del lenguado nativo *Paralichthys adspersus* constituyendo un lote de ejemplares adaptados al cautiverio del cual se seleccionaron posteriormente los reproductores

La primera etapa del desarrollo del paquete tecnológico es la producción masiva de alevinos de lenguado, teniendo como base los trabajos preliminares realizados en el C. A. Morro Sama, para que de esa manera se asegure el abastecimiento de éstos a la empresa privada, brindando el soporte técnico necesario para el surgimiento de esta actividad.

Este protocolo, resume la experiencia y la información sobre los resultados logrados en el CA Morro Sama por su personal profesional y técnico.

III. OBJETIVO

Desarrollar y establecer las técnicas y métodos a seguir para la reproducción del “lenguado nativo”, *Paralichthys adspersus*, y producción de alevinos, bajo condiciones controladas.

IV. ASPECTOS GEOGRÁFICOS

El Centro de Acuicultura Morro Sama, se encuentra ubicado a 75 km de la Carretera Costanera Tacna – Ilo; localizado entre el Faro de la Marina (600 m) y el Puerto Pesquero Grau (1 Km.), en el distrito de Sama, provincia de Tacna, Departamento de Tacna, Región Tacna.

El área terrestre tiene una cobertura delimitada por las siguientes coordenadas:

Vértice:

B	17°59'48.2"	70°52'55.1"
C	18°00'33.9"	70°52'44.8"
D	18°00'33.9"	70°52'56.0"
E	18°00'26.6"	70°53'06.0"
F	18°00'13.0"	70°53'06.0"
G	18°00'13.0"	70°53'15.5"
H	17°59'48.2"	70°53'03.8"

V. DATOS FÍSICOS, QUÍMICOS Y CLIMÁTICOS DE LA ZONA

Condiciones del mar:

- **Temperatura.-** El área oceanográfica presenta temperaturas superficiales que varían entre 15,85 y 16,15°C, con un valor promedio de 15,96°C. La temperatura del fondo presenta valores entre 15,05 y 15,50°C con un gradiente térmico de 0,1°C.
- **Salinidad.-** La salinidad superficial presenta valores entre 34,87 y 34,82‰ y en el fondo la salinidad fluctúa entre 34,88 y 34,85‰.

- **Oxígeno Disuelto.-** La distribución del oxígeno disuelto presenta valores de 7,28 a 7,11 ml/L en la superficie y de 6,74 a 5,05 ml/L en el fondo.

Condiciones climáticas ambientales:

- **Temperatura.-** La temperatura media de la parte baja de las cuencas o zonas costeras oscila entre los 13,2°C y 22,5°C (Locumba).
- **Vientos.-** Ligadas a la interacción Océano-Continente, debido a la corriente submarina peruano-chilena fluye hacia el sur por debajo de los 80 m y la corriente de Humbolt; con influencias de vientos el Anticiclón del Pacífico Sur.
- **Lluvias.-** Se caracteriza por ser una de las zonas más áridas del mundo, donde no llueve por décadas y con permanente sequía.

VI. MATERIALES Y EQUIPOS.-

a) Semovientes.-

- Reproductores de lenguado nativo *Paralichthys adspersus*.
- Rotíferos *Brachionus plicatilis*.
- Cistos de artemia *Artemia sp.*
- Microalgas: *Nannochloris oculata* e *Isocrhysis galbana*.

b) Material de cultivo.-

- Tanques pancha metálica corrugada galvanizado cubierto con liner de PVC, con un diámetro de 4 m con 6 m³ de capacidad, para los reproductores.
- Tanques cilíndricos, de fibra de vidrio, de 500 y 1000 L de capacidad, para la incubación y cultivo larvario, respectivamente.
- Tanques rectangulares de fibra de vidrio color celeste (1.3x1.3x0.5 m) con 1000 L de capacidad, para la metamorfosis y alevinaje.

c) Material complementario y de manejo.-

- Piedras difusoras
- Mangueras de 3/16, 3/4 y 1" de diámetro.
- Tamices (60, 300, 500 y 700 µ)
- Baldes de plástico (4, 8 y 20 Litros)
- Pipetas de plástico (1, 5 y 10 ml)
- Contadores manuales
- Termómetro digital y de canastilla
- Bandejas de plástico
- Canastas de plástico
- Ictiómetro
- Plantillas de marcación
- Placas Petri 5 y 10 ml
- Probetas de 50, 500 y 1000 ml
- Jarras de plástico de 1 y 2 L.

- Calcales de 15x12 cm.

d) Material de tratamiento del agua

- Filtros de discos mayor a 150 micras
- Filtros manga de 5 y 10 micras
- Batería de filtros cartuchos de 1, 5 y 10 micras

e) Material de limpieza, desinfección y antibióticos.-

- Esponjas y paños absorbentes.
- Formalina al 37%
- Amonio cuaternario.
- Lejía
- Yodóforo
- Ácido muriático
- Terramicina (Oxitetraciclina)

f) Material de enriquecimiento nutritivo de alimento vivo.-

- DHA Selco
- AquaGrow DHA
- Alimento micropelletizado de 300 a 1400 μ

g) Equipos.-

- Estereoscopio
- Microscopio invertido
- Balanzas digitales de 100 g y 60 kg.
- Lámpara de luz ultravioleta
- Electrobomba de 1 HP
- Blower de 1 HP

VII. METODOLOGÍA

La producción de alevinos de lenguado involucra varios procesos fisiológicos que denominaremos etapas. A continuación se describen las etapas de cultivo y metodologías utilizadas durante la temporada de reproducción natural.

7.1 MANEJO DE REPRODUCTORES

a) Selección y acondicionamiento de reproductores.-

Los criterios para la selección del stock de reproductores son los siguientes:

- Características biológicas y morfológicas externas (mayor peso, talla, color natural, sin malformaciones, etc.).
- Aspectos sanitarios (libres de enfermedades).

- Características de madurez gonadal, para estabular lotes potenciales y lotes de reserva.
- Se tendrá en cuenta el criterio de selección empleado por Peleteiro et al. (1993) para determinar la “no utilidad” de una hembra como reproductor, considerando: No haber madurado el último año, no haber efectuado ninguna puesta en los dos últimos años y haber perdido peso desde el último período de puesta.
- Para la selección de los machos se tendrá en cuenta las mismas consideraciones anteriores en función de los controles de la fluidez seminal.

Para el acondicionamiento se consideran los siguientes aspectos:

- El marcaje de reproductores; se efectúa con plantillas de acero inoxidable empleando la técnica del marcado criogénico (quemadura en frío con N₂ líquido) en el dorso del ejemplar. La marca permitirá el seguimiento del desempeño de cada ejemplar durante el proceso.
- Estabulación de los ejemplares en tanques circulares de 4 m de diámetro cubiertos con malla rachell (80% de sombra), con flujo continuo de agua marina de 0,8 L/s, tirante de agua (0,5 - 0,6 m), a densidades de 5-6 kg/m², proporción de macho/hembra de 1:1, bajo temperatura ambiente (13 – 20°C) y exposición de fotoperíodo natural (12 -15 horas/día)

b) Control y evaluación de la madurez gonadal.-

En los reproductores se realiza mensualmente el monitoreo del estado de maduración gonadal y la valoración de los productos sexuales, tanto en machos como hembras.

El comportamiento de la madurez sexual se da en dos temporadas bien definidas, la primera, en otoño – invierno de menor presencia de estadios avanzados, y la segunda de primavera – verano con una mayor frecuencia de estadios de maduración avanzada

La evaluación de la madurez gonadal se realiza en base a la siguiente escala:

Machos: se utiliza para su monitoreo la tabla de maduración empleada en el C. A. Morro Sama, la cual valora subjetivamente la cantidad y viscosidad de la fluidez seminal que se extrae de cada uno de los ejemplares machos mediante suaves masajes en la zona abdominal.

Escala de calificación subjetiva:

NF	:	No fluyente.
F/2	:	Fluyente medio; poca cantidad de semen y de baja consistencia (diluido).
F	:	Fluyente bueno a repetidas fricciones (semen consistente).
FF	:	Muy fluyente a la primera fricción y en abundante cantidad (semen muy consistente).

Hembras: se realiza aplicando la tabla de maduración para Turbot *Scophthalmus maximus L.* (Peleteiro, et al. 2001), la misma que ha sido modificada y adaptada para el lenguado nativo, que distingue los siguientes estadios de maduración, en función de la percepción de las características externas de las gónadas:

Estadio I. Se observa un pequeño abultamiento en el comienzo del lóbulo inferior.

Estadio II. La dilatación alcanza toda la longitud del lóbulo inferior.

Estadio III. Está completamente dilatado el lóbulo superior, que en algunos casos puede llegar a ocupar prácticamente toda la cavidad abdominal y se considera como el estadio de prepuesta.

Estadio IV. La hembra inicia la puesta.

c) Registro de parámetros físico y químicos.-

Se efectúa diariamente la lectura y registro de la temperatura del agua con una frecuencia de cada dos horas en los estanques de cultivo del plantel de reproductores. Se registran datos climatológicos del cielo, viento y las condiciones del mar.

d) Alimentación.-

El suministro del alimento es “*ad libitum*”, con una frecuencia interdiaria (con tasas de alimentación aproximadas entre 0,5-1,0 % del peso de la biomasa/día), La alimentación es mixta, empleando pescado fresco (pejerrey, caballa, anchoveta, jurel, etc.) y pasta húmeda preparada artesanalmente a base de pescado fresco, harina de pescado y aceite de pescado, descrita en la Tabla 01 y Tabla 02.

Tabla 01. Formulación de dieta húmeda de reproductores

Insumos	Porcentaje (%)	Cantidad (g)
Pescado fresco	32.4	1296
Harina de pescado	56.0	2240
Pellet de salmón	5.0	200
Aceite de pescado	2.1	84
Premix	2.0	80
Harina de trigo	2.0	80
Colapez	0.5	20
Total	100	4000
Agua aprox. 2 L		

Tabla 02. Insumos del Premix vitamínico

Insumos	Porcentaje (%)	Cantidad (g)
Ultravit	6.0	4.8
Vitamina B1	2.0	1.6
Vitamina C	4.0	3.2
Vitamina E	2.0	1.6
Super Selco	16.0	12.8
Harina de trigo	70.0	56.0
Total	100.0	80.0

Se aplican dietas diferenciadas en dos períodos: una dieta de recuperación (Enero a Abril), suministrada después del período de reproducción y una dieta enriquecida (Mayo a Diciembre) con vitaminas B, C y E y ácidos grasos altamente insaturados tipo omega 3 y 6 suministrada tres meses antes del período de puestas.

e) Limpieza.-

Se efectúa quincenalmente, preparándose previamente, una solución desinfectante en un recipiente aparte, en el cual se sumergen los materiales que se van a usar dentro de los tanques de reproductores. Luego se baja el nivel del agua, y simultáneamente con la ayuda de escobillones se remueve el material orgánico adherido a las paredes internas, piso del liner, de tal forma que pueda eliminarse restos de alimento no consumido, desechos del catabolismo por la salida central del estanque.

f) Aspecto sanitario.-

Se realiza tratamiento preventivo, básicamente con baños estáticos con formalina al 37% a una concentración de 167 ppm, por 30 minutos.

7.2 DESOVE Y COLECTA DE HUEVOS

a) Desove.-

El desove es espontáneo, éste ocurre durante las primeras horas de la noche (desde las 6 p.m.) en los tanques de acondicionamiento, pudiendo cada hembra desovar de 2 a 5 veces por temporada en intervalos de 2 a 15 días. El número de huevos promedio por desove es variable, pudiendo llegar a 180 000 por kilo de hembra.

b) Colecta.-

Los tanques cuentan para el propósito, con un sistema de recolección de huevos basado en el principio de rebose, aprovechando la flotabilidad de los huevos fecundados y no fecundados, el que los transporta con el agua al exterior del tanque y los deposita en un colector de malla de 500 micras.

Los huevos, son filtrados y lavados con agua de mar microfiltrada e irradiada con UV, a través de tamices superpuestos de menor a mayor luz de malla con la finalidad de separar todo material orgánico extraño (excretas, algas, etc.).

Los huevos tamizados se llevan a un recipiente cilíndrico para efectuar la separación de los huevos viables y no viables (gametos).

Los gametos no fecundados o los huevos fecundados dañados, al cabo de media hora decantan al fondo del recipiente por su mayor densidad, debido a la precipitación de sus proteínas, y los huevos viables flotan en la columna del agua del recipiente que los contiene.

La separación de los gametos inviables se logra aflojando la llave de desfogue en la parte inferior del tanque con apenas un chorro de agua, colectándolos en un recipiente para su posterior evaluación.

Los huevos viables son desinfectados con una solución germicida (yodóforo soluble) a una concentración de 100 ppm por 15 minutos, y trasladados al tanque de incubación.

7.3 INCUBACIÓN, DESARROLLO EMBRIONARIO Y PRE-LARVA

a) Incubación.-

La incubación de los huevos se efectúa en tanques cilíndricos de 500 litros de capacidad con agua de mar filtrada a 1 micra, irradiada con luz UV, aireación leve, temperatura ambiente, con fotoperíodo natural y circuito de agua cerrado. Los huevos son colocados a una densidad aproximada de 500 huevos/L, donde permanecen aproximadamente por 48 horas.

Para determinar la eficiencia de los desoves, se realiza una evaluación cualitativa y cuantitativa a una muestra de los huevos, y se califica según los siguientes criterios:

- Porcentaje de viabilidad superior al 60%, determinado por el número de huevos que muestran la primera división celular.
- Transparencia, tamaño y esfericidad.
- Medición del diámetro de los huevos, en promedio registra 800 micras.

Si no cumplen con estas características, la puesta o el batch deben descartarse.

En la etapa de formación del embrión, en lo posible evitar los choques térmicos y mecánicos que afectan la viabilidad del embrión.

La eclosión a 16°C debe producirse entre las 40 y 54 horas posteriores a la fecundación, y al finalizar se debe determinar el porcentaje de eclosión

b) Pre-larvas

Después de la eclosión, las pre-larvas, se mantiene en las mismas incubadoras para que continúen su desarrollo. Después de la eclosión, las pre-larvas, se mantienen en las mismas incubadoras para que continúen su desarrollo por aproximadamente 60 horas (tiempo referencial a las condiciones del CA Morro Sama) cuando ya sea posible observar la pigmentación de los ojos y la apertura de la boca. La densidad promedio es de 400 pre-larvas/L (referencial del C.A.).

Para la evaluación de resultados de esta etapa se toma la siguiente información:

- Determinación de la densidad prelarval, tomando una muestra de 140 ml a las pocas horas de ocurrida la eclosión.
- Evaluación del período de pigmentación de ojos y apertura de la boca mediante la observación de una muestra.
- Determinación del porcentaje de supervivencia.
- Registro de los parámetros físicos y químicos.
- Cálculo del porcentaje de mortalidad.

7.4 CULTIVO LARVARIO**a) Acondicionamiento de los tanques de cultivo**

- El cultivo se realiza bajo el sistema semi-continuo y con la técnica del agua verde (con inóculo de microalgas *N. oculata* 1×10^{-6} cel/ml e *I. galbana* $0,8 \times 10^{-6}$ cel/ml).
- Se llenan los tanques de cultivo de 0,5 y 1,0 m³, con agua microfiltrada e irradiada con UV, aireación moderada y se adiciona alimento vivo (*B. plicatilis*), según dosis establecida en la Tabla N°3.
- Siembra de las larvas a una densidad de 25 larvas/L.

b) Monitoreo y evaluación larvaria.-

- Registro horario de parámetros físicos y químicos de la unidad de cultivo.
- **Rotíferos:** se tomarán dos muestras de 10 ml del cultivo (mañana y tarde) para determinar el consumo de alimento y reponer la cantidad necesaria de rotíferos al tanque para mantener la dosis alimenticia.
- **Artemias:** se tomarán tres muestras de 10 ml del cultivo (mañana y tarde) para determinar el consumo de alimento y reponer la cantidad necesaria de artemias al tanque para mantener la dosis alimenticia.
- **Microalgas:** se sacará una muestra de 10 ml (cada tres días) y se realizará el conteo del número de células en la cámara de Neubauer para determinar el volumen de microalgas requeridas para mantener la concentración establecida.
- **Supervivencia:** cada dos días se estimará el número de larvas por volumetría para determinar la tasa de supervivencia parcial y total calculado.

- **Crecimiento:** se tomarán muestras vivas de cinco larvas cada tres días, registrando su talla para determinar la tasa específica de crecimiento (SGR).
- **Mortalidad:** cálculo del porcentaje de mortalidad.

c) Limpieza y recambio del agua.-

En lo concerniente a limpieza, existen dos tipos: la limpieza parcial, que es realizada diariamente y la limpieza total, que es realizada con intervalos de 10 días.

Se procede de la siguiente manera:

- La limpieza parcial de los tanques de cultivo, se lleva a cabo en la mañana y la tarde con esponjas y paños absorbentes embebidos en una solución de amonio cuaternario (20 ppm), para limpiar las paredes internas del tanque, luego de bajar el nivel de agua.
- La limpieza total del tanque de cultivo, se lleva a cabo con solución de yodóforo soluble (200 ppm).
- Eliminación de material orgánico extraño mediante sifoneo del fondo del tanque, previo movimiento del agua en forma de remolino.
- Los recambios de agua se realizan a partir del cuarto día de cultivo, dos veces al día, efectuando reemplazo, desde el 20 al 80% del volumen por día.

d) Alimentación.-

La alimentación de las larvas es a base a:

- **Rotíferos**, enriquecidos con ácidos grasos insaturados (DHA, EPA y ARA); en un medio altamente concentrado por 6 horas. La ración suministrada a las larvas será lo suficiente para mantener una densidad de 5 a 10 rotíferos por ml en el tanque, la frecuencia de alimentación será dos veces al día. Véase Tabla N° 03.
- **Artemias**, enriquecidas con “DHA”, son suministradas a partir del décimo día de cultivo larvario, inicialmente con nauplios “Ao” y posteriormente con metanauplios “A1”. La dosis y ritmo alimenticio suministrado se describe en la Tabla 03.

TABLA 03. Protocolo técnico para la producción de alevinos de lenguado *P. adspersus* del Centro de Acuicultura Morro Sama

MANEJO DE TANQUES			Limp.		Limp.		Limp.		Selecc		
MANGUERA DE SIFONEO (pulg)	¾	3/4	1	1 1/8	1 1/8	1 1/8	1 1/8	1 1/8	1 1/8		
MALLA DE RECAMBIO DE AGUA (µ)	300	300	500	800	800	800	800	800	800		
ADICION DE MICROALGAS (veces/día)	4L Iso (1)	4L Iso (1)	4L Iso (1)	4L Iso (1)							
ADICION DE MICROALGAS (veces/día)	15L Na (2)	15L Na (2)	15L Na (2)	10L Na (2)	10L Na (1)	10L Na (1)	10L Na (1)				
RECAMBIO DE AGUA (veces/día)	0%	20% (1)	30% (2)	30% (2)	40% (2)	40% (2)	50% (2)	50% (2)	60% (2)	60% (3)	80% (3)
DIAS DE CULTIVO	0 - 4	9	14	19	29	39	49	59	69	79	89
ALIMENTACION CON ROTIFEROS (rot/ml)	5	8	5	3							
ALIMENTACION CON ARTEMIAS (Art/ml) Ao: Nauplios A1: Metanauplios H: Horas de incubación		Ao 16H	0.2 - 0.5	0.5 - 0.8							
				Ao/A1 20H	0.8 - 1.1						
					A1 24H	0.8 - 1.1					
						A1-A2 28H	0.8 - 1.1				
DESTETE CON PELLET #% : % de la biomasa W1: Pellet 367µ W2: Pellet 500µ W3: Pellet 800µ #r : Nro Ración/día							A2 36H	0.8 - 1.1	0.8 - 1.1	0.8 - 0.1	
								10%	5%	5%	
								W1 8r	W2 8r	W2/ W3 8r	

7.5 METAMORFOSIS Y WEANING

a) Iniciación.-

- La metamorfosis de la larva, se inicia entre los días 28 y 35 después de producida la eclosión y dura aproximadamente 10 días.
- Se evidencian progresivos cambios, con migración del ojo izquierdo en dirección anterodorsal y desarrollo de las espinas de la aleta caudal, anal y dorsal, hasta lograr la asimetría característica de la especie.

b) Limpieza.-

Se efectúa de la siguiente manera:

- La limpieza parcial de los tanques de cultivo, se lleva a cabo en la mañana y en la tarde con esponjas y paños absorbentes embebidos en una solución de amonio cuaternario (20 ppm), para limpiar las paredes internas del tanque, luego de bajar el nivel de agua.

- La limpieza total del tanque de cultivo, se lleva a cabo cada cinco días con solución de yodóforo soluble (200 ppm).
- Eliminación de material orgánico extraño mediante sifoneo del fondo del tanque, previo movimiento del agua en forma de remolino.
- Los recambios de agua son del 80% por día, se realizan con mangueras de plástico y se filtran pasándolos a través de tamices de 700 micras. (Véase Tabla 03).

c) Alimentación.-

Se inicia de la siguiente forma:

- En la etapa del weaning, ocurre el cambio de alimentación; gradual del alimento vivo al inerte, y se inicia desde el día 40 al 50 de cultivo larval. Después del día 50, los ejemplares tienen que estar adaptados totalmente al alimento inerte.

7.6 CULTIVO DE ALEVINES

a) Cosecha y siembra de alevines

Se llevan a cabo las siguientes actividades:

- Llenado de los tanques rectangulares de fibra de vidrio color celeste con 1000 L de capacidad, con agua microfiltrada e irradiada con UV, suministrándoles una aireación moderada.
- Siembra de alevines a una densidad de carga de 1,2 kg/m² (aprox, 500 alevines/m²).

b) Monitoreo y evaluación de alevines.-

- Registro diario de los parámetros físicos y químicos de la unidad de cultivo.
- Supervivencia: cada semana se estimará el número de alevines para determinar la tasa de supervivencia parcial y total.
- Crecimiento: se tomarán muestras vivas de cinco alevines cada semana, registrando su talla y peso para determinar la tasa instantánea de crecimiento (K) y la tasa de crecimiento específico (SGR).
- Mortalidad: cálculo del porcentaje de mortalidad.

c) Limpieza y recambio del agua.-

En lo concerniente a limpieza, existen dos tipos: la limpieza parcial, que es realizada diariamente; y la limpieza total, que es realizada con intervalos de 10 días.

Se efectúan las siguientes actividades:

- La limpieza parcial de los tanques de cultivo, se lleva a cabo en la mañana y la tarde con esponjas y paños absorbentes embebidos en una solución de amonio cuaternario (20 ppm), para limpiar las paredes internas del tanque, luego de bajar el nivel de agua.
- La limpieza total del tanque de cultivo, se lleva a cabo con solución de yodóforo soluble (200 ppm).
- Eliminación de material orgánico extraño; mediante sifoneo del fondo del tanque, previo movimiento del agua en forma de remolino.
- Los recambios de agua se realizan a partir del cuarto día dos veces al día con mangueras de plástico filtrándola a través de tamices; reemplazando desde el 20 al 80% del volumen por día.

d) Selección y estabulación por tallas

Se realizan dos tipos de selección: parcial y total, dependiendo del estadio de desarrollo, y se aplica de la siguiente forma:

- La selección parcial, se realiza cada dos días, a fin de retirar los ejemplares menos desarrollados o con malformaciones.
- La selección total, o clasificación por tallas se realiza mensualmente, separando los ejemplares muy grandes, medianos y pequeños que son estabulados en los tanques de cultivo correspondiente.

e) Alimentación.-

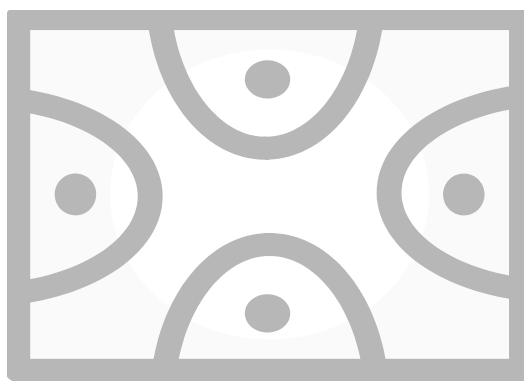
La alimentación de los alevinos se realiza con alimento micropelletizado, con rangos de 300 a 1300 micras de diámetro, con tasas alimenticias decreciente de 5%, 4% y 3%, y suministro diario.

TABLA 04. Alimentación según etapas de cultivo para el lenguado nativo *P. adspersus*

ETAPA DE CULTIVO	DESDE (g)	HASTA (g)	TIEMPO ESTIMADO DE USO	TA %	DOSIS RECOMENDADA POR DÍA (*)	TAMAÑO DEL ALIMENTO mm
DESTETE	0.02	0.05	20 días	5	10 a 8	250-400 micras
ALEVIN 1	0.05	0.1	20 días	5	10 a 8	400-700 micras
ALEVIN 2	0.1	0.5	20 días	4	10 a 8	700-1300 micras
ALEVIN 3	0.5	1	30 días	3	8 a 5	1.3-2.0 mm

VIII. VENTAJAS

- La producción de alevinos bajo condiciones controladas en “hatchery” permite asegurar el abastecimiento masivo y constante de éstos así como establecer programas de mejoramiento de progenie mediante selecciones.
- Lograr la determinación del comportamiento individualizado de la maduración gonadal y la calidad de desoves y huevos por reproductor y batch.
- Conseguir supervivencias elevadas por encima del 5% en los cultivos larvarios desde la etapa de pre-larvas hasta alevinos.



Fondo Nacional
de Desarrollo Pesquero



Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero

DIAGRAMA DE FLUJO DE PRODUCCIÓN DE ALEVINOS DE LENGUADO (*Paralichthys adspersus*)



EJEMPLO DE UNA PROGRAMACION DE PRODUCCIÓN

PROGRAMA DE PRODUCCIÓN MASIVA PARA 5000 ALEVINOS DE
Paralichthys adspersus “lenguado nativo”

ETAPA DE CULTIVO	Número inicial	Número Final	Superviv Acumul (%)	Densidad	Capacidad Tanque (L)	Número Tanques	Duración Días
INCUBACIÓN (huevos/l)	102040	10000	98%	500	1000	1	2
PRELARVA (larv/l)	100000	95000	95%	50	1000	2	3
LARVA 1 (larv/l)	95000	52000	52%	25	1000	4	12
LARVA 2 (larv/l)	52000	31000	31%	15	1000	4	25
METAMORFOSIS (larv/l)	31000	19000	19%	10	1000	3	25
DESTETE (larv/l)	19000	14000	14%	10	1000	2	25
ALEVINOS (alev/m2)	14000	5000	5%	1250	1.56	7	90



Fondo Nacional
de Desarrollo Pesquero

GLOSARIO

Alevino. Denominación dada en los lenguados, al período comprendido desde la post-metamorfosis hasta que el individuo presenta las características del adulto.

Artemia. Es un crustáceo de unos 8 a 12 mm de longitud en su estado adulto, que en condiciones naturales se encuentra en lagos salados, costeros o mediterráneos, y especialmente en salinas costeras.

Densidad. Número o peso de los peces por unidad de área o volumen.

Desarrollo larvario. Proceso por el que un organismo evoluciona posterior a la etapa pre-larvaria hasta alcanzar la condición de metamorfosis.

Desarrollo embrionario. Proceso de diferenciación celular que determinará la formación de los diferentes órganos y tejidos de acuerdo a un patrón establecido para dar lugar a un organismo final. Durante este proceso de diferenciación celular podemos diferenciar cuatro etapas: morulación, blastulación, gastrulación y embrión.

Desove. Liberación de los gametos al medio para la fecundación externa.

Juvenil.- Estados jóvenes de los peces, normalmente desde la fase postalevín hasta que alcanzan la madurez sexual.

Hatchery. Del inglés, “hatch”, “eclosión” que significa el laboratorio de producción de semilla de organismos marinos.

Huevo. Célula resultante de la unión de dos gametos, un óvulo y un espermatozoide.

Larva. Fase del ciclo vital de numerosos animales que, tras sufrir cambios morfológicos más o menos profundos, se transforman en adultos.

Madurez gonadal. Proceso de desarrollo de los óvulos y espermatozoides.

Microalgas. Son organismos fotoautótrofos, que tienen la capacidad de fijar la energía de la luz en los enlaces químicos de las moléculas orgánicas, poseen una amplia diversidad de tamaños, pigmentación, mecanismos reproductivos, composición química, hábitat y un bajo nivel de especialización celular.

Nursery. Término inglés, usado para definir al cultivo de organismos marinos en fase de pre-engorde.

Reproductor. Organismo adulto que aporta los gametos para la obtención de nuevos individuos.

Rotífero. Microcrustáceo filtrador perteneciente a los metazoos (multicelulares) más pequeños (70 a 350 micras).

Semoviente. Bien tangible que tiene movimiento propio.

Weaning. Del inglés, “destetar”, que significa proceso de deshabitación o cambio del alimento vivo a dietas inertes.

BIBLIOGRAFIA

1. **BENETTI D. 1997.** "Spawning and larval husbandry of flounder (*Paralichthys woolmani*) and pacific yellowtail (*Seriola mazatlanensis*), New candidate species for aquaculture". Aquaculture 155. Elsevier science. Netherlands. 307 – 318.
2. **BENETTI D. 2002.** "Weaning marine fish from live to dry diets presents challenges". Global Aquaculture Advocate.
3. **CERVANTES M. ET AL. 2002.** "Avances en el cultivo del lenguado de California". Panorama Acuicola. Folleto, Internet.
4. **CHONG J. GONZALEZ P. 1995.** "Ciclo reproductivo del Lenguado de ojos chicos, *Paralichthys microps* (Günter, 1881), (*pleuronectiformes, paralichthyidae*) frente al litoral de Concepción, Chile". Biología Pesquera 24. Universidad Católica de la Santísima Concepción. Chile. 39 – 55.
5. **DANIELA H. ET AL. 1996.** "Effects of stocking density, salinity, and light intensity on growth and survival of southern flounder *Paralichthys lethostigma* Larvae". The World Aquaculture Society. Vol.27, N° 2. 153 – 159.
6. **DEVAUCHELLE N. 1985.** "Identification du sexe et prelevements D' ovocytes sur Turbots (*Scophthalmus maximus*) vivants". Bull. France. Pisc. 293/294:65-71.
7. **ELISSETCHE J. 1996.** "Glosario de términos de uso frecuente en el Sector Pesquero". 2da Edición. FAO. Servicio Nacional de Pesca de Chile, Valparaíso, Chile. 334 pp.
8. **ICDEVCO PERÚ S.A. 1996.** "Estudio de Impacto Ambiental para el FONDEPES".
9. **IGLESIAS J. et al. 1987.** "Growth, under laboratory conditions, of turbot, *Scophthalmus maximus*, from The Rio de Vigo (North-West Spain)". Marine Biology 96. : 11 – 17.
10. **IGLESIAS J., RODRÍGUEZ G., & PLETEIRO J. 1993.** "Effect of light and temperature on the Development of turbot eggs (*Scophthalmus maximus* L.)". Symposium on Mass Rearing of Juvenile Fish.
11. **IZQUIERDO M. 1996.** "Essential fatty acid requirements of cultured marine fish larvae". Fish and mollusc larviculture. creces. Chile. 31 – 44.

12. **ORTEGA A.** (1991). "Desarrollo larvario y destete en peces cultivados". Consellería de Pesca, Marisqueo e Acuicultura. Xunta de Galicia. España. 1-31 pp.
13. **PELETEIRO J.** 2001. "Control de la reproducción del Rodaballo (*Scophthalmus maximus* L.) en cautividad". Universidad de Santiago de Compostela. Instituto Español De Oceanografía. España.
14. **PELETEIRO J. B. RODRÍGUEZ G. & IGLESIAS J.** 1993. "Individual spawning control in different turbot (*Scophthalmus maximus*) brodstocks under artificial and natural photoperiod". Symposium on mass rearing of juvenile fish. España.
15. **PLANAS M., CUNHA I,** 1999. "Larviculture of marine fish: Problems and Perspectives Aquaculture". 177:171 – 190.
16. **REGINA DE BORDA M. SEIFFERT M. & ROZANI V.** 1996. "Utilización de Cuatro dietas en la adaptación de las larvas de Robalo (*Centroponus parallelus*) al alimento inerte". IX Congreso Latinoamericano de Acuicultura. 2º Simposio Avances y Perspectivas de la Acuicultura En Chile. Chile: 272 – 275.
17. **RODRÍGUEZ H. ET AL.** 1995. "Fundamentos de acuicultura marina". Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura (INPA). Santa Fe de Bogota. Colombia.
18. **SAMAMÉ M. & CASTAÑEDA J.** 1999. "Biología y Pesquería del lenguado *Paralichthys adspersus* con especial referencia al area norte del litoral peruano, departamento de Lambayeque". Instituto del Mar Del Perú. N° 18: 15 – 48.
19. **SANCHEZ J., PLETEIRO J. et al.** 1990. "Crecimiento del Rodaballo (The Netherlands L) en condiciones experimentales de cultivo". Instituto Español de Oceanografía. España. 127 – 132.
20. **SILVA A.** 2005. "Cultivo de Peces Marinos". Universidad Católica del Norte, Facultad de Ciencias del Mar. Coquimbo, Chile. 266 pp.
21. **SILVA A AND VELEZ A.** 1998. "Development and Challenges of turbot and flounder aquaculture in Chile". World Aquaculture: 48 – 55.
22. **SILVA A.** (sin fecha). "Experiencias sobre la inducción al desove del lenguado (*Paralichthys microps*, Günther 1881) con hormonas G.C.H.". Red regional de Acuicultura. U. del Norte. Chile.
23. **SILVA A.** 1991. "Peces Planos: Desarrollo a dos Frentes". Aquanoticias Internacional Marzo: 7 – 21.

24. **SILVA A. 1994.** "Spawning of the chilean flounder *Paralichthys microps* Gunther, 1881 in captivity". The world aquaculture society. Vol. 25, N° 2: 342 – 344.
25. **SILVA A. 1999.** "Avances en la investigación del cultivo de *Paralichthys microps* y *Paralichthys adspersus* en Chile". Departamento de acuicultura. Universidad Católica del Norte. Chile.
26. **SILVA A. AND FLORES H. 1994.** "Observation on the growth of the chilean flounder *Paralichthys adspersus* (Steindachner, 1867) in captivity". European Aquaculture Society. Special publication N° 22, GEN. Belgium: 323 – 332.
27. **SILVA A. FLORES H. 1989.** "Consideraciones sobre el desarrollo y crecimiento larval del lenguado *Paralichthys adspersus*, (Steindachner, 1987) Cultivado en laboratorio". Revista pacifico sur. Número especial: 629 – 634.
28. **SILVA A. HENRIQUEZ C. MUNTA C. 1994.** "Desafío del lenguado: de cultivo experimental pasar a etapa piloto". Aqunoticias internacional Julio-Septiembre: 42 – 52.
29. **SILVA A. ROJAS M.** (sin fecha) "Evaluación del crecimiento de juveniles de lenguado chileno (*Paralichthys adspersus*). Cultivado en estanques".
30. **SILVA A., VEGA E. 1997.** "Curso: Cultivo de peces marinos". Departamento de Acuicultura, Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Católica del Norte. Chile.
31. **SILVA A. 1996.** "Conditioning and Spawning of the flounder, *Paralichthys microps*, Gunther 1881 in captivity". Fish and Mollusc Larviculture. Creces. Chile. 97 – 102.
32. **WHEATON F. 1993.** "Acuicultura, diseño y construcción de sistemas". AGT Editor. México.
33. **ZUÑIGA H. ACUÑA E. 1992.** "Larval development of two sympatric flounders, *Paralichthys adspersus* (Steindachner, 1867) and *Paralichthys microps* (Günther, 1881) from the bay of Coquimbo, Chile". Fishery Bulletin. U.S. 90. 607 – 620.